



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS

CARRERA DE INGENIERÍA ZOOTÉCNICA

“VALORIZACIÓN DE TRES MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE SEMEN EN CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS”

TRABAJO DE TITULACIÓN

TIPO: TRABAJO EXPERIMENTAL

Presentado para obtener el grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR: JHONY XAVIER CONCHA CUENCA

DIRECTOR: Dr. ALEX ARTURO VILLAFUERTE GAVILÁNEZ

RIOBAMBA – ECUADOR

2019

DERECHO DE AUTOR

©2019, JHONY XAVIER CONCHA CUENCA

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho del Autor.

.....

ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA DE INGENIERÍA ZOOTÉCNICA

CERTIFICACIÓN

El tribunal del trabajo de titulación certifica que: El trabajo de titulación: Tipo: Trabajo Experimental: **“VALORIZACIÓN DE TRES MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE SEMEN EN CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS”**, de responsabilidad del Sr. Jhony Xavier Concha Cuenca ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del tribunal del trabajo de titulación, quedando autorizada su presentación.

	FIRMA	FECHA
Ing. Fabián Augusto Almeida López PRESIDENTE DEL TRIBUNAL	_____	_____
Dr. Alex Arturo Villafuerte Gavilánez. DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN	_____	_____
Ing. Edwin Rafael Oleas Carrillo MIEMBRO DEL TRIBUNAL	_____	_____

DECLARACIÓN DE RESPONSABILIDAD COMPARTIDA

Yo, **JHONY XAVIER CONCHA CUENCA** soy responsable de las ideas, doctrinas y resultados expuestos en este Trabajo de titulación y el patrimonio intelectual del Trabajo de titulación pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

.....

Jhony Xavier Concha Cuenca.

C.I. 060482635-4

DEDICATORIA

Este trabajo de titulación va dedicado a mis queridos y amados padres por estar siempre apoyándome en las buenas y en las malas y ser el pilar fundamental en la formación de mi vida y por esforzarse para que yo pueda superarme y llegar a ser alguien en la vida por todo esto y por mucho más se los dedico a ustedes con todo mi cariño y todo mi amor. Los amo

Jhony Xavier Concha Cuenca.

AGRADECIMIENTO

Este trabajo de tesis ha sido una gran bendición en todo sentido y te lo agradezco a ti PADRE CELESTIAL porque me regalaste a tu único hijo JESUS que fue y siempre será mi escudo ante todas las circunstancias y que con tus bendiciones una de mis metas se ha cumplido y como no agradecer a mis padres amados JORGE CONCHA Y ZOILA CUENCA que con su ejemplo su apoyo incondicional y su esfuerzo del día a día han hecho de mí una persona humilde y sencilla que me han hecho saber que soñar no cuesta nada solamente hay que esforzarse constantemente y por ello me siento muy orgulloso de ser su hijo. Un agradecimiento especial a mi querida abuelita PETRONA NAULA quien estuvo siempre pendiente con sus consejos y sus bendiciones para que todo me fuera muy bien, a mi querida abuelita SIMONA CONCHA que ya no está a mi lado, pero en mi corazón siempre permanecerá.

Son muchas las personas que han formado parte de mi vida estudiantil como son mis hermanas, tíos, primos a quienes agradezco por su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. Y a todas aquellas personas que siempre me apoyaron quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

Jhony Xavier Concha Cuenca.

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN.....	xii
ABSTRACT.....	xiii
INTRODUCCIÓN.....	1

CAPÍTULO I

1.	MARCO TEÓRICO REFERENCIAL.....	3
1.1.	Camélidos Sudamericanos.....	3
1.1.1.	Origen y domesticación.....	3
1.1.2.	Clasificación.....	3
1.1.3.	Distribución y Habitad	5
1.2.	Importancia de los CSA en el mundo.....	5
1.3.	Población de CSA en Sudamérica.....	7
1.4.	Situación Actual de los Camélidos Sudamericanos en el Ecuador.....	8
1.4.1.	Censo y distribución de Camélidos Sudamericanos en Ecuador.....	10
1.4.2.	Población de Camélidos en la provincia de Chimborazo	11
1.5.	Camélidos Sudamericanos Domésticos.....	13
1.5.1.	Llama (Lama glama)	13
1.6.	Reproducción en Camélidos Sudamericanos	16
1.6.1.	Anatomía y fisiología de la hembra.....	16
1.6.2.	Pubertad.....	16
1.6.3.	Estacionalidad Reproductiva.....	17
1.6.4.	Comportamiento de apareamiento.....	17
1.6.5.	Anatomía y fisiología del macho.....	18
1.6.6.	Espermatogénesis	19
1.6.7.	Características seminales.....	19
1.6.8.	Colecta de semen e Inseminación Artificial en Camélidos Sudamericanos.	20
1.6.9.	Evaluación de semen características físicas	26
1.6.10.	Morfología y estructura espermática.	26

CAPITULO II

2.	MARCO METODOLÓGICO	30
2.1.	Localización y Duración del Experimento.....	30
2.2.	Unidades Experimentales.....	30
2.3.	Materiales equipos e instalaciones.....	31
2.3.1.	Materiales	31
2.3.2.	Equipos.....	31
2.3.3.	Instalaciones	32
2.4.	Tratamiento y Diseño Experimental	32
2.4.1.	Esquema del experimento	33
2.5.	Mediciones Experimentales	33
2.5.1.	Mediciones macroscópicas.....	33
2.5.2.	Mediciones microscópicas	33
2.6.	Análisis estadístico y pruebas de significancia.....	34
2.7.	Procedimiento Experimental	34
2.7.1.	De Campo.....	34
2.8.	Metodología de Evaluación.....	37
2.8.1.	Mediciones macroscópicas.....	37
2.8.2.	Mediciones microscópicas	38

CAPITULO III

3.	MARCO DE RESULTADOS, DISCUSIÓN Y ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	41
3.1.	Evaluación de las características macroscópicas del semen de los Camélidos Sudamericanos (Alpacos)	41
3.1.1.	pH.....	41
3.1.2.	Color.....	43
3.1.3.	Volumen del eyaculado, ml.....	43
3.1.4.	Aspecto.....	44

3.2.	Evaluación de las características microscópicas del semen de los Camélidos Sudamericanos (Alpacos).....	44
3.2.1.	Concentración espermática, ($\times 10^6/\text{ml}$)	44
3.2.2.	Motilidad Masal	45
3.2.2.1.	Motilidad Individual (pts.)	46
3.2.2.2.	Anormalidades (%).....	46
3.2.2.3.	Vitalidad (%)	47
3.3.	Evaluación Económica	47
CONCLUSIONES.....		49
RECOMENDACIONES.....		50

BIBLIOGRAFÍA

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-1.	Total de Camélidos Sudamericanos por Especies en Ecuador.....	11
Tabla 2-1.	Total de Camélidos Por especie en la provincia de Chimborazo.....	12
Tabla 3-1.	Frecuencia relativa de las asociaciones celulares en los túbulos seminíferos.....	19
Tabla 4-1.	Dimensiones de espermatozoides en llama y alpaca (μ).....	20
Tabla 5-2.	Condiciones Meteorológicas de la Estación Experimental Tunshi.....	30
Tabla 6-2.	Esquema del Experimento.	33
Tabla 7-3.	Evaluación macroscópica y microscópica del semen de Camélidos Sudamericanos (alpacos).....	42
Tabla 8-3.	Evaluación económica por método de extracción seminal.	48

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1. Clasificación de los Camélidos Sudamericanos	4
Figura 2-1. Población Nacional de Camélidos Sudamericanos.	10
Figura 3-1. Estructura del espermatozoide.....	27
Figura 4-1. Morfología Anormal de los espermatozoides.....	29

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo A. Resultados Experimentales del semen de los Camélidos Sudamericanos (Alpacos)

Anexo B. pH del semen en camélidos sudamericanos (alpacos).

Anexo C. Volumen (ml) del semen en Camélidos Sudamericanos (alpacos).

Anexo D. Concentración Espm. (1×10^6 /ml) del semen en camélidos sudamericanos (Alpacos).

Anexo E. Motilidad Masal (%) del semen en camélidos sudamericanos (Alpacos).

Anexo F. Motilidad individual (puntos) del semen en camélidos sudamericanos (Alpacos).

Anexo G. Anormalidades (%) del semen en camélidos sudamericanos (alpacos).

Anexo H. Vitalidad (%) del semen en camélidos sudamericanos (alpacos).

RESUMEN

Se valoró tres métodos de extracción de semen en Camélidos Sudamericanos(CSA), realizando análisis de calidad seminal y determinando el valor económico de cada uno de los métodos de extracción; esta investigación se llevó acabo en la Unidad Académica de Investigación Ovino Caprina y Camélida perteneciente a la Estación Experimental Tunshi ubicada en la Parroquia Licto, cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo, con una metodología experimental, utilizando la prueba de Chi-cuadrado(x^2) validándose de esta manera las posibles asociaciones o dependencias en las variables de estudio para lo cual se emplearon los datos obtenidos mediante el método de vagina artificial con maniquí, el tamaño de la unidad experimental fue de 2 CSA en edad de entre 3 a 5 años, con 5 repeticiones y un total de 10 extracciones, con un tiempo de duración de 60 días. Los análisis de las muestras seminales se realizaron en el Laboratorio de Reproducción e Inseminación Artificial de la Facultad de Ciencias Pecuarias ESPOCH. En el análisis macroscópico de las muestras seminales no existieron diferencias significativas en las variables pH y volumen, sobresaliendo el color blanco cristalino con aspecto viscoso en las muestras seminales. Se determinó diferencias altamente significativas ($P<0.01$) para las variables concentración espermática y motilidad masal y no existió diferencias significativas para las variables motilidad individual, anormalidades y vitalidad. Se concluye que el mejor, método de extracción es el de vagina artificial con maniquí a comparación de los dos métodos restantes, electroeyaculador y directamente del conducto deferente donde no se obtuvieron resultados positivos, recomendando mejorar el método de extracción seminal de vagina artificial con maniquí en donde se pueda mantener durante más tiempo la temperatura interior del maniquí además de ello usar el incentivo de una hembra camélida receptiva a fin de mejorar los resultados obtenidos y hacer un estudio sobre voltaje, amperaje y onda oscilatoria de los electroeyaculadores convencionales para determinar cuál sería el voltaje adecuado que permita mejorar esta técnica.

PALABRAS CLAVES:

<CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS> <ELECTROEYACULADOR (EQUIPO)> <CHI-CUADRADO(X^2)> <ESTACIÓN EXPERIMENTAL (TUNSHI)> <LICTO (PARROQUIA)> <RIOBAMBA (CANTÓN)> <CHIMBORAZO (PROVINCIA)> <CARRERA DE ZOOTECNIA>

ABSTRACT

Three methods of semen extraction in South American Camelids (CSA) were assessed, conducting seminal quality analysis and determining the economic value of each of the extraction methods; This research was carried out in the Goat and Camelid Sheep Research Academic Unit belonging to the Tunshi Experimental Station located in the Licto parish, Riobamba city, Chimborazo Province, with an experimental methodology, using the Chi-square test (χ^2) 2 validating in this way the possible associations or dependencies in the study variables for which the data obtained using the artificial dummy vagina method were used, the size of the experimental unit was 2 CSA at the age of 3 to 5 years, with 5 repetitions and a total of 10 extractions, with a duration of 60 days. The analyzes of the seminal samples were carried out in the Laboratory of Reproduction and Artificial Insemination of the School of Animal Sciences at ESPOCH. In the macroscopic analysis of the seminal samples there were no significant differences in the pH and volume variables, with the white color crystalline with a viscous appearance in the seminal samples. Highly significant differences ($P < 0.01$) were determined for the sperm concentration and mass motility variables and there were no significant differences for the individual motility, abnormalities and vitality variables. It is concluded that the best, extraction method is an artificial vagina with a dummy compared to the two remaining methods, electro ejaculator and directly from the vas deferens where no positive results were obtained, recommending to improve the method of seminal extraction of artificial vagina with a manikin where In addition, the internal temperature of the manikin can be maintained for a longer time, in addition to using the incentive of a receptive camelid female in order to improve the results obtained and make a study on voltage, amperage and oscillatory wave of conventional electro ejaculators to determine what the voltage would be adequate to improve this technique.

KEYWORDS: <SOUTH AMERICAN CAMELIDS> <ELECTRO-ANDACULATOR (EQUIPMENT)> <CHI-SQUARE (χ^2)> <EXPERIMENTAL STATION (TUNSHI)> <LICTO (PARISH)> <RIOBAMBA (CANTON)> <CHIMBORAZO (PROVINCE)> <ZOOTECHNICS CAREER>

INTRODUCCIÓN

Los Camélidos Sudamericanos (CSA) constituyen la mayor riqueza pecuaria y genética de las poblaciones andinas de Sudamérica. Las especies domésticas, alpaca y llama, son fuente de fibra, carne, y de subproductos como pieles y cuero que tienen múltiples usos industriales y artesanales, y que son indispensables para la subsistencia de un amplio sector de estas poblaciones (González, V., 2004). Incluso el estiércol de estos animales se usa como combustible para la cocción de los alimentos y como fertilizante para cultivos.

La llama, por su tamaño y fortaleza, se utiliza también como animal de carga y cumple un papel importante en el transporte en las áreas rurales carentes de vías de comunicación. De las especies silvestres, vicuña y guanaco, la más importante es la vicuña que aporta fibra de excepcional calidad y cuyo aprovechamiento está regulado.

Los CSA tienen la ventaja de resistir ambientes adversos como el existente en el altiplano andino. Se estima que existen cerca de siete millones de CSA en los países andinos: Argentina, Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador, Paraguay y Perú poblaciones (González, V., 2004). De estos CSA, el 51 % se encuentra en Perú y el 34 % en Bolivia. Solo en Perú se encuentran las cuatro especies de CSA, siendo este país el que alberga la mayor población de alpacas y vicuñas. La mayor población de llamas se encuentra en Bolivia y la de guanacos en Argentina.

El interés en las llamas y alpacas ha aumentado en los últimos años en otros países incluyendo Estados Unidos, Canadá, Australia, Nueva Zelanda y algunos países europeos como el Reino Unido, Alemania, Italia y Francia (González,V.,2004). También existen explotaciones de estos animales en España. En la mayoría de estos países se utilizan para la producción de fibra o como animales de compañía.

El comportamiento sexual varía de acuerdo a la especie, y en el caso particular de los camélidos sudamericanos, se presentan características muy peculiares. Las circunstancias de la posición coital y su temperamento nervioso hacen que la obtención de semen presente serias dificultades (Bustanza, V., 2001).

La colección de semen en camélidos sudamericanos tiene grandes inconvenientes, tales como la duración de la cópula, la posición de cópula, el lugar de depósito del semen y el tipo de eyaculación, así como el aspecto del eyaculado, su extrema viscosidad y lo dificultoso de su

manejo hizo que durante varias décadas se investigue una técnica óptima para poder extraer este semen y poder manejar los espermatozoides sin que estos pierdan su capacidad fecundante (Solís, R., 1997).

La inseminación artificial (IA) es una técnica reproductiva utilizada principalmente para el mejoramiento genético de diversas especies domésticas que no ha sido totalmente desarrollada en los CSA, pues no se ha difundido la técnica adecuada para la extracción seminal y los protocolos de conservación en nuestro país.

De ahí la importancia de preservar recursos genéticos para el nuevo milenio ya que la conservación de semen podría tener una mayor contribución con un gran potencial de aplicaciones en biología, biotecnología y conservación de especies, permitiendo realizar intercambio internacional (importación/exportación) de líneas genéticas, la conservación de líneas genéticas con características superiores, tener reservas genéticas en respuesta a enfermedades , la conservación de especies y/o razas en peligro o en vías de extinción.

Para este estudio se empleó el siguiente objetivo general:

- Valorar tres métodos de extracción de semen en Camélidos Sudamericanos.

Del objetivo general se derivaron los siguientes objetivos específicos:

- Evaluar cuál es el método más óptimo para la extracción de semen en camélidos sudamericanos.
- Realizar un análisis de la calidad seminal de cada uno de los métodos a utilizar.
- Determinar el valor económico de cada uno de los métodos de extracción seminal.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

1.1. Camélidos Sudamericanos

1.1.1. *Origen y domesticación*

Los Camélidos aparecieron en América del Norte hace 45 millones de años aproximadamente a partir de un pequeño antecesor de 30cm de talla (*Protylopus petersoni*). La tribu de los Lamini, representada por fósiles del género *Pliauchenia*, se originó entre 9 y 11 millones de años atrás en las praderas del oeste de América del Norte (Harrison, 1985; citado en Pinto et al, 2010, p.26). A partir de este antecesor apareció el género *Hemiauchenia* hace aproximadamente 10 millones de años (Webb, 1974; citado en Pinto, J., et al, 2010, p.26).

Algunas especies de este género migraron hacia América del Sur durante la transición del Plioceno al Pleistoceno hace aproximadamente tres millones de años (Wheeler, 1995; citado en Pinto, J., et al, 2010, p.26). En la misma época, hace alrededor de tres millones de años, los antecesores camélidos de tribu Camelini emigraron a Asia por el estrecho de Behring, donde continuó el proceso de evolución y domesticación hasta los camellos y dromedarios actuales (Pinto, J., et al., 2010, p.26)

1.1.2. *Clasificación*

Los camélidos se clasifican en el Orden Artiodactyla, Suborden Tylopoda y Familia Camelidae (Wheeler, 2006; Fowler, 2008; citado en Pinto et al., 2010, p.25). Antiguamente se les conoció con el nombre de “Auquénidos”, término acuñado por Illiger en 1811, pero este nombre ha sido modificado por ser incorrecto, ya que en 1789 Thunberg lo había utilizado para describir un género de escarabajos (Wheeler, 2006; citado en Pinto, J., et al., 2010, p.25)

La tribu Camelini habita en zonas desérticas de Asia y África y se conoce como camélidos del Viejo Mundo. La tribu de los Lamini habita en América del Sur a lo largo de la cordillera de los

Andes y se conoce como Camélidos Sudamericanos (CSA) o camélidos del Nuevo Mundo. Los CSA, a diferencia de los camélidos del Viejo Mundo, carecen de joroba y son de menor tamaño (Pinto, J., al., 2010, p.25)

La familia Camelidae está formada por dos tribus: los Camelini y los Lamini (Stanley et al., 1994; Wheeler, 1995; citado en Pinto et al., 2010, p.25) (figura 1).

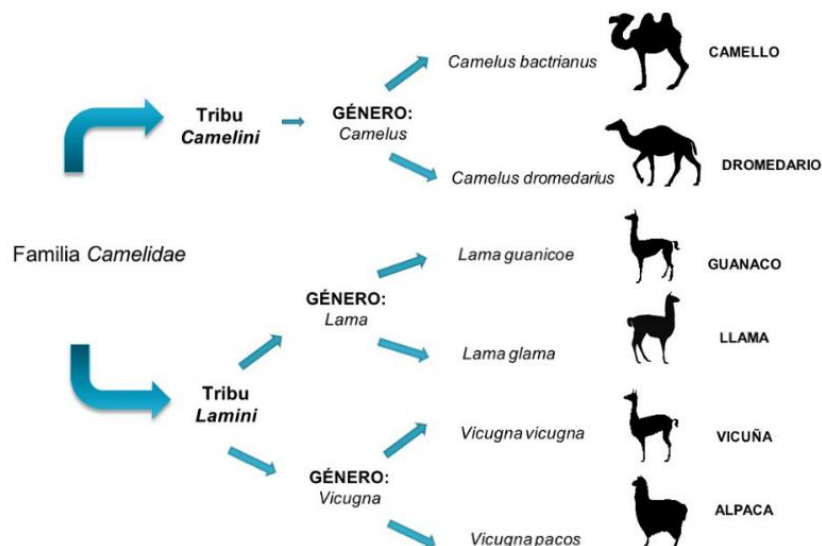


Figura 1-1. Clasificación de los Camélidos Sudamericanos

Fuente: (Pinto et al., 2010)

En 1758 Linneo describió las dos especies domésticas de los CSA como *Camelus glama* (llama) y *Camelus pacos* (alpaca) y las situó junto con los camélidos del Viejo Mundo *Camelus dromedarius* (dromedario) y *Camelus bactrianus* (camello) en un solo género (Wheeler, 1995; citado en Pinto, J., et al., 2010, p.26). Las dos especies silvestres de CSA, guanaco y vicuña, se describieron más tarde como *Camelus guanicoe* y *Camelus vicugna* (Molina, 1782; citado en Pinto, J., et al., 2010, p.26), respectivamente.

En 1800 Cuvier clasificó los CSA en el género *Lama* y en 1924 Miller separó la vicuña de los otros CSA creando el género *Vicugna* (Wheeler, 1995; citado en Pinto, J., et al., 2010, p.26). En la actualidad, los análisis del ADN de CSA han permitido determinar que de la alpaca procede de la vicuña y la llama el guanaco (Stanley et al., 1994; Kadwell et al., 2001; citado en Pinto et al., 2010, p.26). Por lo tanto, se ha reclasificado la alpaca, antes *Lama pacos*, como *Vicugna pacos* (Pinto, J., et al., 2010, p.26).

En la actualidad los CSA incluyen dos especies domésticas alpaca (*Vicugna pacos*), llama (*Lama glama*) y las dos especies silvestres guanaco (*Lama guanicoe*) y vicuña (*Vicugna vicugna*). El guanaco presenta dos subespecies *Lama guanicoe cacsilencis* (Norte) y *Lama guanicoe guanicoe* (Sur). La vicuña presenta también dos subespecies, *Vicugna vicugna mensalis* (Norte) y *Vicugna vicugna vicugna* (Sur). Existen dos razas de alpacas, Huacaya de vellón esponjoso y la Suri de pelo lacio, y dos razas de llamas, la Chaku (enlanado) y la Kara (pelo apretado con poca fibra) (Pinto, J., et al., 2010, p.26).

1.1.3. *Distribución y Habitat*

El hábitat de los camélidos sudamericanos está constituido por las formaciones ecológicas de Puna y Altos Andes que se distribuyen desde el norte del Perú hasta el norte de Argentina, incluyendo las respectivas áreas alto andinas de Bolivia y Chile; teniendo como características generales de ser más húmeda hacia el norte donde se continúa el Páramo, y más seca hacia el sur (Bonavia, D. 2016, p.2).

La altitud de las punas oscila entre los 3,800 y 4,500 msm., con una temperatura promedio de 6° C a 8° C y 400 y 700 mm., de precipitación. Actualmente también constituye hábitat de llamas, alpacas y vicuñas los Páramos del Ecuador. Para el caso del guanaco además de las formaciones anteriores pueden considerarse como hábitat propio; zonas más bajas como la etapa desértica, el matorral, las lomas costeras y la formación chaqueña del Paraguay (Bonavia, D. 2016, p.2).

En general, los camélidos pueden vivir desde el nivel del mar hasta más de 5,000 m., de altitud. La alpaca puede vivir alrededor de las zonas húmedas o bofedales; la vicuña en cambio prefiere las praderas altas y la llama habita en todos los niveles prefiriendo los lugares secos (Bonavia, D. 2016, p.2).

La vegetación dominante en caso de las punas está conformada principalmente por gramíneas, alternadas con especies de porte reducido, compuestas y escasos bosques de los géneros *Polylepis*, *Buddleia* y *Puya* (Bonavia, D. 2016, p.2).

1.2. *Importancia de los CSA en el mundo*

Es importante mencionar que los CSA domésticos son asociados con ovinos, ya que estas especies constituyen un gran potencial de utilización de grandes extensiones de pasturas naturales y de esta

forma se aprovecha esta fuente de alimentación en las zonas más altas, donde se dificulta la agricultura y la crianza de otras especies domesticas de animales (FAO, 2005; citado en C 2015, p.14)

Se destaca que los CSA convierten de manera eficiente la vegetación existente, en los páramos andinos transformándolo en carne, fibra, pieles y cueros los cuales son utilizados en diferentes industrias textiles y artesanales (MAGAP, 2014; citado en Aucancela, 2015, p.14) . Su utilización también implica el aprovechamiento de estiércol como combustible y fertilizante para las praderas alto andinas (Iñiguez, L. y Alem, R. 1996; citado en Aucancela,B., 2015, p.14).

Al menos un millón y medio de personas dedican gran parte de su tiempo a la crianza de CSA en las regiones alto andinas. Estas áreas comprenden zonas de mayor pobreza y marginalización. Según el INE (2009) y UNEPCA (1999), se estima que la producción de llamas beneficia a 37.000 – 50.000 familias de productores de escasos recursos; sin embargo esto no es suficiente para reducir la pobreza aunque la demanda de productos de CSA va en crecimiento (Aucancela, B., 2015, p.14).

Es importante indicar que los camélidos silvestres de países andinos están protegidos por diversas leyes y normativas, tanto nacionales como internacionales limitándose de esta manera su explotación comercial. Los camélidos silvestres son de propiedad del estado, y por tal motivo no se puede determinar el número de productores dedicados a esta actividad, aunque sin embargo en algunos países existen algunos criaderos privados de vicuña y guanacos por parte del Ministerio del Ambiente (MAE, 2014; citado en Aucancela, B., 2015, p.15).

De todos modos, la importancia económica de cada especie de camélidos reside en el conjunto de productos y servicios que le presta al productor. Un aspecto a tener en cuenta en estos animales productores de fibra, aparte de la cantidad producida, es el valor agregado que alcanza este producto a nivel del productor, comunidad, industria o país. En ese aspecto, las fibras de camélidos suelen alcanzar valores altos en los productos finales, pero la participación del productor en ese valor suele ser pequeña (Harris, D.1996; citado en Aucancela, B., 2015, p.15).

Según la FAO (2005), se destaca la importancia de la crianza de CSA en la seguridad alimentaria de las poblaciones alto andinas. Constituyen un medio de transporte, una fuente alta de proteína a través de su carne, su fibra es usada para la confección de vestimenta y los excrementos como combustible y fertilizante de los cultivos. El 90 % de alpacas y llamas se encuentra bajo cuidado

de pequeños productores, convirtiéndose así en una actividad relevante para estas poblaciones (Aucancela, B., 2015, p.15).

1.3. Población de CSA en Sudamérica

Según Food and Agricultural Organization Statistical FAOSTAT (2012), el principal país productor de CSA en el mundo es Perú, con una población de 5,6 millones de cabezas de CSA, en su mayoría alpacas con una población de 3'596,753 Instituto Nacional de Estadística e Informática (INEI, 2012), representando más del 85% de las existentes en el mundo (Aucancela, B., 2015, p.15)

Alrededor del 95 % de la población de alpacas peruanas se encuentra en los Andes y es gestionada bajo un sistema extensivo tradicional que se caracteriza por bajos parámetros productivos y reproductivos. El 85% de la población de alpacas es del tipo Huacaya y el 15% son de tipo Suri. En términos socioeconómicos, las alpacas se crían en los Andes para la producción de carne (mercado local) y fibra, proporcionando el 82 % de la demanda en todo el mundo, procurando ingresos a más de 500.000 familias en zonas de gran altitud (Vargas, T. 2005; citado en Aucancela, B., 2015, p.16).

Existen aproximadamente 4 millones de llamas y 3,5 millones de alpacas. Perú es el país con mayor número de alpacas concordando con el MINAGRI (2015) que también indica el mismo censo de alpacas que la fuente anterior, al igual que es el país que más vicuñas posee (Aucancela, B., 2015, p.16).

La mayoría de llamas se encuentran en Bolivia con una población de 37,000 llegando a los 50.000 ejemplares, en base al Instituto Nacional de Estadísticas INE (2009), Argentina es el país con mayor población de guanacos con un total de 636.477 de animales en el mundo. (Quispe E. et al., 2009 ; citado en Aucancela, B., 2015, p.16).

La mayoría de guanacos se encuentran en Argentina con una población de 500.000 ejemplares, seguido por Chile con un total de 27.100 animales, Perú con 3810 animales, Bolivia con 1000 animales y Ecuador que no existe este CSA Instituto Nacional de Estadísticas y Censos Argentina (INDEC, 2002; citado en Aucancela, B., 2015, p.16).

El número de alpacas existente en la Argentina es bajo, pues no llega a 1.000 ejemplares; esto contrasta con la proporción de esta especie existente en el rodeo de camélidos de Perú, Bolivia y

Chile. Como la llama argentina tiene una calidad de fibra excepcional, puede sustituir la función productora de materia prima textil adjudicada a la alpaca en los otros países (Campero, M. 2005; citado en Aucancela, B., 2015, p.16).

1.4. Situación Actual de los Camélidos Sudamericanos en el Ecuador

Nuestro país posee un gran potencial para la producción de Camélidos Sudamericanos. Existen dos zonas adecuadas para el desarrollo de estas especies; una de estas zonas es la de páramos y sub páramos con una extensión de 2 700 000 hectáreas; la otra zona es la que corresponde a los pastizales nativos y mejorados con una extensión de 900 000 hectáreas (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

Potencialmente, estas extensiones territoriales alcanzarían para criar aproximadamente 1 500 000 Camélidos; con esta población se aspiraría que los campesinos andinos de Ecuador dedicados a esta actividad, logren cumplir los principios de sustentabilidad; esto es lograr beneficios sociales y económicos importantes, por el alto valor generado por concepto de la venta de fibra, crías, carne y pieles, sin atentar contra la ecología del lugar de explotación (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

Pero quizás más importante que el valor en sí, es la distribución geográfica y social de los beneficios; estos a mediano y largo plazo recaerían principalmente en los habitantes de los páramos alto andinos, quienes a la vez son -por lo general- los más marginados. La fibra de alpaca podría ser el primer producto de exportación al alcance de la población serrana. Como la cría de Camélidos se asemeja mucho a la de ovejas, una buena parte de los campesinos de altura ya están capacitados y poseen un cierto conocimiento de manejo y de igual forma no se requiere de una alta inversión inicial ni de una infraestructura muy exigente (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

En Ecuador la presencia de Camélidos se remonta a épocas ancestrales. Se supone que las Llamas y Alpacas en ese orden fueron las que más se extendieron por el país. Es posible que hubieran pocas Vicuñas y Guanacos en el extremo sur del país, suposiciones hechas por la presencia de osamentas de estas especies con una edad aproximada de 6 000 años; estos restos fueron encontrados en las antiguas ruinas de Ingapirca ubicadas en la parte nor occidental de la Provincia del Cañar (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

A partir de la conquista española, se diezmo la población de Camélidos Sudamericanos en el Ecuador; las Vicuñas y Guanacos - de haber existido - desaparecieron en su totalidad; en lo que respecta a la población de Alpacas, esta disminuyó notablemente, a diferencia de las Llamas que a pesar de haber sufrido los mismos acontecimientos, lograron reproducirse sin mayor dificultad (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

Esta baja en la población se debió a enfermedades que ingresaron con las nuevas especies de animales introducidos; una de las enfermedades que atacó agresivamente a los CSA fue la sarna, conocida en la región como Carachi; esto se supone provocó la muerte del 70 % de los Camélidos, puesto que estos carecían de resistencia para esta enfermedad (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

Otra de las causas para el desplazamiento de los Camélidos Sudamericanos, fue la invasión de los valles y páramos andinos por nuevas especies como ganado bovino, ovinos, equino, entre otras; esto provocó que los Camélidos migraran a los páramos alto andinos, los que poseen condiciones ambientales críticas; sin embargo, se adaptaron rápidamente y lograron reproducirse normalmente; es decir que pudieron lograr un parto por año y las crías no presentaron altos niveles de mortalidad debido a las bajas temperaturas (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

Por otro lado, los beneficios ecológicos de criar Camélidos son muchos; uno de estos es el cuidado de los suelos, puesto que los CSA a más de poseer un peso moderado (60 a 80 Kg.), se desplaza sobre sus extremidades que terminan en almohadilla plantar, sin causar un levantamiento de la capa vegetal y evitando la erosión; de igual forma, aceptan para su alimentación, un rango amplio de pastos nativos, lo que se traduce en un mejor aprovechamiento de las especies disponibles en los páramos y una reducida necesidad de quemadas periódicas (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

A medida que la cría de la CSA resulte más rentable que los cultivos tradicionales de páramo destinados al mercado, habrá menos presión para convertir el páramo a tierra agrícola y se produciría un incremento en la cobertura de pasto de páramo, con una importante reducción de la erosión. Dado que los CSA son potencialmente más rentables por unidad de área que los ovinos y los bovinos, tendería a competir exitosamente con esas especies por el uso del suelo (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

1.4.1. Censo y distribución de Camélidos Sudamericanos en Ecuador

Metodológicamente, dividimos al país en tres zonas (Norte, Centro y Sur del Ecuador), las mismas que se las trabajó por separado, para luego englobar los resultados. En cada una de las zonas, se realizó un muestreo aleatorio simple, tendiente a diagnosticar la situación de cada uno de los productores campesinos y al mismo tiempo arribar a datos de población nacionales (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

En el gráfico 1-1., consta la población nacional de Camélidos Sudamericanos. Se observa que existen alrededor de 6 595 Alpacas, 10 286 Llamas, 2 455 Vicuñas, 407 Huarizos y 20 Mistis. Así mismo se deduce que la Provincia con mayor población de Alpacas es la de Cotopaxi con 3 493 animales y la de menor población Loja con 30 animales; se destaca que en la Provincia de Imbabura, no se ha registrado población de esta especie (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

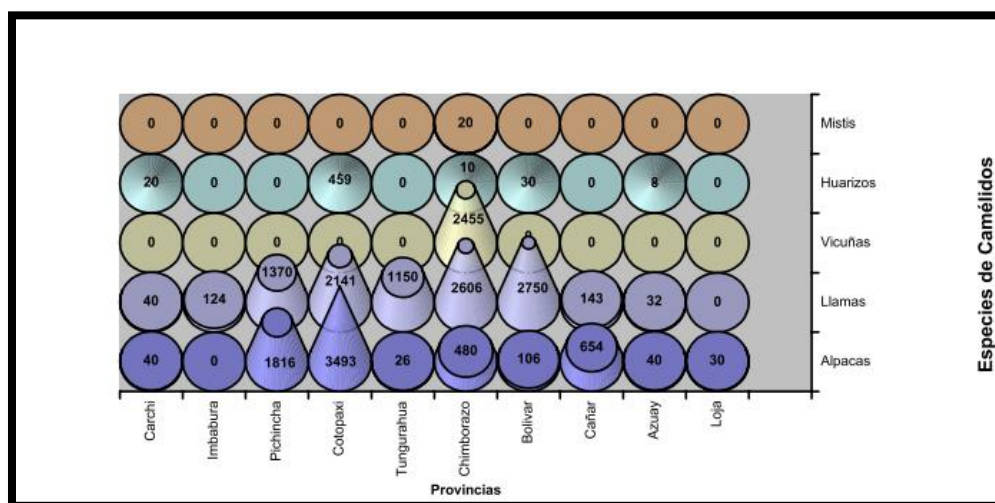


Figura 2--1. Población Nacional de Camélidos Sudamericanos.

Fuente: (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005.)

En lo que respecta a la población nacional de Llamas, la provincia con mayor población es la de Bolívar con 2 750 animales y la de menor población es la Provincia del Azuay con una población de 32 animales. Igual que para el caso de las Alpacas una sola provincia no dispone de estos animales y en este caso es la Provincia de Loja. Respecto de la población de Vicuñas, la única provincia en la que se registra población es la de Chimborazo, considerándose que a más de ser la pionera en esta actividad, sigue siendo la única (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

La población de Huarizos (cruce ♂ Llama x ♀ Alpaca) mayoritaria es la de Cotopaxi con 339 animales y solamente se ha registrado presencia de Mistis (cruce ♂ Alpaca x ♀ Llama) en Chimborazo, justamente porque es la única Provincia que dispone de Vicuñas. (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

La única reserva faunística destinada a la población de Vicuñas reintroducida desde Chile y Perú a finales de la década de los años 80 se encuentra en las faldas del nevado Chimborazo (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.9)

Tabla 1-1. Total de Camélidos Sudamericanos por Especies en Ecuador.

Especies	Total	Porcentaje (%)
Alpacas	6685	33,37
Llamas	10356	52,05
Vicuñas	2455	12,42
Huarizos	527	2,06
Mistis	20	0,10
Total	19763	100,00

Fuente: (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005.)

1.4.2. Población de Camélidos en la provincia de Chimborazo

En la Provincia de Chimborazo, se encuentra el mayor número de Llamas en el Ecuador; de igual forma la población de Vicuñas es bastante considerable, la mayor población de Vicuñas se encuentra distribuida en los Páramos del Volcán Chimborazo, en el área que pertenece a la Reserva de Producción Faunística Chimborazo (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.21).

Los datos estimados coinciden con los expuestos por el Ministerio del Ambiente (2 004), publicado en uno de sus folletos informativos, donde se reporta que el número de Vicuñas se incrementó en los últimos 6 años, desde la donación de estos animales (1 999) por parte de los gobiernos de Perú, Bolivia y Chile, indicando además que el sector en el que se encuentran posee las condiciones adecuadas para su normal desarrollo y producción (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.21).

La población de Llamas se ha incrementado en esta provincia, debido a que la Diócesis Episcopal de Chimborazo ha trabajado en un proyecto con 52 comunidades de en toda ella. Hasta el

momento se han entregado alrededor de 2500 llamas a dichas comunidades (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.21).

También, logramos encontrar en esta Provincia pequeños rebaños de Huarizos y Mistis (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005, p.21).

Tabla 2-1. Total de Camélidos Por especie en la provincia de Chimborazo

Sector	Alpacas	Llamas	(Huarizos)	Mistis	Vicuñas
MINISTERIO DEL AMBIENTE					
Reserva Faunistica Chimborazo					2331
Comunidad San José de Tipìn					124
Comunidad Alao - Pungalà		30			
MAG - Riobamba	3				
Comunidad - Basan Chico	14				
San Andrés Guano – Marco Cruz	50	70			
San Pablo Pulinguì – San Juan	75				
Comunidad Chorrera Guano	68				
Comunidad Tambo Hualla – San Juan	71				
Comunidad Santa Teresita – San Juan	35				
Comunidad Sanja Pampa Guano	30				
Moyocancha ESPOCH – Tixàn - Alausi	31	6	10		
PROYECTO CEDEIN - HEIFER					
Comunidad Yana Rumi – San Juan	53				
Comunidad Llinlin Tablón	25				
Comunidad Llinlin – Santa Fè	25				
PROYECTO LLAMAS DIOCESIS RBBA					
Pungalà, Calpi, Punin, San Juan				20	
Sicalpa					
Pangor, Palmira, Cebadas					
San Andrés Valparaíso		2 500			
Achupallas					
Quimiag - Chambo					
Total	480	2606	10	20	2455

Fuente: (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2005)

1.5. Camélidos Sudamericanos Domésticos

A continuación, se describirán las características generales de las dos especies domésticas de CSA: llama (*L. glama*) y alpaca (*V. pacos*):

1.5.1. *Llama (Lama glama)*

La llama es el CSA domestico de mayor tamaño, presentando ciertas similitudes con su progenitor el guanaco. En la actualidad se distribuye desde Colombia hasta el centro de Chile, localizándose por ende en los países de Ecuador, Perú, Bolivia y Argentina. La llama fue el animal principal en la época prehispánica, de distribución panandina (costa y sierra) y alcanzó una mayor población que las alpacas. La llama ha jugado un papel importante en la economía local de las regiones. Asimismo, se sabe que durante el Incanato, caravanas de llamas solían acompañar a los ejércitos reales (Ghezzi,M., et al., 2009,p.1).

Así se extendió la distribución de esta especie a lo largo de los Andes, desde el sur de Colombia hasta la zona central de Chile, por lo que fue quedando como tradición el uso de la llama como animal de carga para caminatas largas. Es criada como un animal de carga y para producción de carne. Arroja un peso de carcasa promedio de hasta 52 kilogramos de carne de buena calidad para el consumo humano. La llama, al igual que la alpaca, tiene 11,5 meses de gestación y pare una cría. Exhiben un comportamiento social en el que un macho asume la jerarquía de cada rebaño, y es el que controla el acceso de otros machos a la reproducción, comida y agua (Ghezzi,M., et al., 2009,p.1).

Se reconocen dos variedades de llamas:

1.5.1.1. Llama variedad K'ARA

Raza de pelambre corto o poco vellón llamada "Ccara", "Q'ara" o "Pelada": Es un animal cuyo cuerpo está cubierto de fibra corta, lo que le da el aspecto de encontrarse pelado; con una capa interna muy corta pero fina y una capa externa formada por pelos fuertes como los del guanaco. Es de variada pigmentación en el pelaje, el cual muda al concluir el año de edad posee un cuello largo y fuerte, con presencia de pelos ordenados en la región posterior del cuello, lo que da la apariencia de "crin de caballo" y una característica distintiva a esta variedad (Ghezzi,M.,et al., 2009,p.1).

La cabeza y cara son limpias, de perfil acarnerado, con ojos grandes y mirada firme, extremidades bien aplomadas y de cañas fuertes. La coloración de pelaje varía desde el blanco hasta el negro,

de diferentes tonalidades y a veces de color idéntico al del guanaco. Posee una formación armoniosa y balanceada de sus partes (cabeza y orejas proporcionadas al cuerpo del animal) (Ghezzi,M., et al., 2009,p.1).

Son animales de tamaño grande, robustos, con una alzada a la cruz que varía de 109 a 119 centímetros (Franklin, 1982), con un peso vivo de 108,5 a 120 kilogramos (Sumar, 1981) y 130 a 155 kilogramos (Franklin, 1982). Estas características indican que a lo largo de la historia, la selección de esta especie ha estado dirigida a ser un animal de carga. En el país existen zonas importantes en la crianza y el manejo de esta especie, como lo es en los departamentos de Pasco y Junín (Ghezzi,M., et al., 2009,p.1).

1.5.1.2. Llama variedad CHAKU

Raza conocida comúnmente como "Lanuda", produce fibra de regular calidad, muy quebradiza, con fuerte presencia de pelos. La coloración del pelaje es muy variada, de manera que se presenta desde el blanco hasta el negro. Asimismo, se encuentran animales con manchas de uno o más colores. Tiene mayor cantidad de fibra que le cubre el cuerpo y se extiende de la frente al cuello, tronco y tren posterior sin llegar a cubrir las extremidades, características propias por la selección que se ha impuesto como animal de carga (Ghezzi,M., et al., 2009,p.2).

1.5.2. Alpaca (*Vicugna pacos*)

La alpaca es una de las cuatro especies de CSA, de estatura más pequeña que la llama, con rasgos muy semejantes a su antecesor silvestre la vicuña. La distribución de esta especie es producto de la domesticación, que se registra desde hace 6000 a 7000 años en las Punas centrales de Perú. La alpaca con todas sus cualidades, es especializada para la producción de fibra, creada de un proceso de selección, practicado desde épocas precolombinas (Wang, X. et al., 2003; citado en Solano,J., 2015, p.7).

Este animal, no se utiliza como animal de carga, más bien son valorados por la calidad de su fibra, la cual es muy fina, aislante y resistente. Los adultos pesan entre 50 y 55 Kg, su altura a la alzada mide alrededor de 0,95 cm. Se reproducen a partir de 4 hasta los 16 años (De Lamo, 2011; Arciniega, S. 2013; citado en Solano,J., 2015, p.7).

La gestación dura entre 342 a 345 días, produciendo una cría al año, las cuales pesan entre 7,5 a 10 kg al nacimiento. Son polígamos, y forman caravanas de machos y hembras. Al igual que la llama y el camello comparte el hábito de escupir, para mostrar agresividad o como defensa (De Lamo, 2011; Arciniega, S. 2013; citado en Solano,J., 2015, p.7).

Desde el punto de vista trófico la alpaca es un herbívoro selectivo y oportunista, solamente ramonea cuando hay extrema necesidad, consume malas hierbas, arbustos, árboles, etc. En su estómago producen secreciones especiales, donde se absorben un 50% más de nutrientes que cualquier otra especie, permitiendo sobrevivir con el consumo de hierbas de baja calidad (De Lamo, 2011; citado en Solano,J., 2015, p.7).

La región ecológica más apropiada para la crianza de la alpaca es la región Andina, con altitudes que va desde los 3900 a 4800 msnm, donde a su vez se encuentran la mayor concentración de CSA, favorecidos por los factores climatológicos y pastos naturales. La alpaca presenta ventajas para sobrevivir en el clima frío de los andes, resistiendo a las inclemencias climáticas a través de su pelaje sedoso y esponjoso; por otro lado, su cuello largo le ayuda a distinguir a los depredadores entre las rocas y cuevas de las montañas (Arciniega, S. 2013; citado en Solano,J., 2015, p.7).

1.5.2.1. Razas

Existen dos variedades morfológicas bien reconocidas, clasificados como razas; Huacaya y Suri (Antonini, M. et al., 2004; FAO, 2005; citado en Solano, 2015, p8). La raza Huacaya es la más abundante, caracterizada por su cobertura total del cuerpo con fibras rizadas y densas, dándole una apariencia esponjosa. Presenta sus piernas, frente y mejillas cubiertas de fibras, formando un copete de fibras que cubre los ojos (Bonacic, C. 2014;citado en Solano,J., 2015, p.9).

La raza Suri se encuentra en menor proporción que la Huacaya. Presenta una cobertura de fibras de aspecto más sedoso, lacio y de mayor crecimiento en cuanto a su longitud. Debido a su estructura cae desde la línea media a ambos lados del cuerpo (Bonacic, C. 2014;citado en Solano,J., 2015, p.9).

1.6. Reproducción en Camélidos Sudamericanos

1.6.1. Anatomía y fisiología de la hembra

Los ovarios son de forma irregular (elipsoide y globular), particularmente cuando se presentan múltiples folículos (1,3-2,5 x 1,4-2,5 x 0,5-1,0 cm) (Fowler, 1989). Los ovarios generalmente presentan pequeños folículos que no pueden ser detectados por palpación (1 a 3 mm). El peso del ovario izquierdo es de $2,4 \pm 1,3$ g y del ovario derecho es de $1,9 \pm 1,0$ g (Novoa, 1991). La bursa ovárica rodea completamente al ovario. El oviducto es largo ($20,4 \pm 4,2$ cm), tortuoso, fino y bastante firme y puede ser fácilmente palpable entre el cuerno uterino y el ovario dentro de la bolsa ovárica (Sumar, 1983; citado en Aller,J., 2015, p.214).

El útero de los CS tiene dos cuernos separados por un septum y presenta una forma parecida a la letra “Y”. Los cuernos uterinos están suspendidos por el ligamento ancho y en las hembras multíparas el cuerno izquierdo es generalmente más largo ($7,9 \pm 1,3$ cm) que el cuerno derecho ($7,4 \pm 0,9$ cm). Las puntas de los cuernos presentan una terminación redondeada y el oviducto se abre en los cuernos uterinos por un pequeño orificio (papila) el cual actúa como un esfínter bien definido (Sumar, 1996; citado en Aller,J., 2015, p.214).

El cérvix tiene 2-4 cm de diámetro y presenta dos a tres anillos irregulares en su interior (Sumar, 1991; Smith et al., 1994). La vagina de la llama tiene una longitud de 15 a 25 cm y 5 cm de diámetro y 13-15 cm x 3,5-5 cm en la alpaca. La vulva es pequeña y corta con una abertura vulva de 2,5 a 3 cm (Fowler, 1989; citado en Aller,J., 2015, p.214).

1.6.2. Pubertad

El comienzo de la pubertad en los CS es alrededor de 12-13 meses de edad, mientras en el macho pareciera estar determinada alrededor de los 2 años de edad. La presentación de la pubertad está afectada principalmente por el estado nutricional, alcanzando la con un 60% del peso adulto. Generalmente en la Puna, la práctica es aparear llamas y alpacas a los dos años de edad para reducir las distocias (Sumar, 1985; Smith et al., 1994; citado en Aller,J., 2015, p.214)

1.6.3. *Estacionalidad Reproductiva*

Los CS son considerados generalmente estacionales en su actividad reproductiva en las zonas donde tradicionalmente se crían. En su hábitat natural, los nacimientos se producen agrupados en la época de mayor lluvia (Diciembre a Marzo) cuando el forraje es más abundante (Franklin, 1982; Fernández-Baca, 1993; citado en Aller, 2015, p.215). Pero si son mantenidos en buen estado corporal y los machos separados de las tropas de hembras, la actividad ovárica se presenta durante todo el año (San Martín et al., 1968; Bravo and Sumar, 1989; citado en Aller, 2015, p.215); sin embargo, en camellos la actividad ovárica es estacional (Shalash and Nawito, 1964; citado en Aller, J., 2015, p.215).

La mayoría de los nacimientos registrados en las especies silvestres (guanacos y vicuñas) se producen en esa temporada favorable. Urquieta y Rojas (1990) observaron un largo período de actividad sexual en vicuñas en semi cautividad agrupadas en estructura familiar en los altos Andes del norte de Chile, donde los apareamientos ocurren con un pico en marzo-mayo germinales (Urquieta et al., 1991; citado en Aller, J., 2015, p.215).

Los estudios en macho vicuña demostraron que existen variaciones estacionales en todos los parámetros observados en la actividad reproductiva, siendo menor en invierno que en verano, el tamaño de los testículos, la testosterona plasmática y el diámetro del túbulo seminífero, a pesar que siempre fueron observados todos los tipos de células germinales (Urquieta et al., 1991; citado en Aller, J., 2015, p.215).

1.6.4. *Comportamiento de apareamiento*

Todas las especies de CS muestran un patrón similar de comportamiento de apareamiento. Cuando el macho es introducido en una tropa de hembras persigue a alguna de ellas embistiéndola y tratándola de montar. Si la hembra está en período de aceptación del macho, se dejará montar en pie y luego adoptará la posición de decúbito esternal con los cuatro miembros debajo del cuerpo, sentándose el macho sobre la hembra y un poco por detrás de la misma (Aller, J., p.215).

La cópula se realiza en esa posición durante un período prolongado ($8,1 \pm 5,4$ minutos) en alpacas (Sumar, 1991; citado en Aller, 2015, p.215) y $17,5 \pm 12,1$ minutos (Fernández-Baca y Novoa, 1968; citado en Aller, 2015, p.215), 31,7 minutos (Lichtenwalner et al., 1996; citado en Aller, 2015, p.215) o 19 minutos (7 a 31) (Pollard et al., 1994; citado en Aller, 2015, p.215) en llamas. En las especies silvestres ha sido estimado en aproximadamente 30 minutos en la vicuña (Hoffman et al., 1983; citado en Aller, 2015, p.215). La deposición seminal es intrauterina, intermitente y sin fracciones (Lichtenwalner et al., 1996; citado en

Aller, 2015, p.215) y durante la cópula los machos emiten sonidos guturales insuflando sus mejillas. En la hembra se observó que la estación del año (primavera) y la falta de experiencia sexual afectó el comportamiento y la receptividad al macho (Pollard et al., 1995; citado en Aller, J., 2015, p.215).

Cuando se utiliza el “sistema de apareamiento alternado” una tasa del 6% de machos es normal para todo el período de apareamiento, utilizando la mitad de los machos durante una semana y con la otra mitad son rotados en las semanas subsiguientes. Por lo tanto, la libido y la actividad de apareamiento se mantiene alta y se maximiza la oportunidad para que las hembras sean apareadas al menos una vez (Sumar, 1991; citado en Aller, J., 2015, p.215).

Los CS son clasificados dentro de la categoría de animales conocidos como “ovuladores inducidos o reflejos”, la ovulación ha sido descrita como un evento ocurrido tras consecuencia de la cópula en la alpaca y en la llama. Presentando ovulación reflejo e inducidas por el apareamiento. Un único apareamiento por un macho intacto o vasectomizado es suficiente para inducir la ovulación, ocurriendo a los 1,8 días o a las $34,2 \pm 12,8$ hs después de la cópula (Alberio 1996; citado en Aller, J., 2015, p.219-220).

1.6.5. Anatomía y fisiología del macho

En la llama y la alpaca los testículos están localizados en la región perineal por debajo del ano y a nivel del arco isquiático. Tienen de 5-7 cm de longitud, 2,5-3,5 cm de ancho y 3-4 cm de profundidad (Fowler, 1989; citado en Aller, J., 2015, p.222). El peso del testículo es de aproximadamente 18 g en la alpaca y la orientación del eje mayor es de dorso caudal a antero ventral (similar al cerdo). La estructura histológica no presenta gran diferencia con otras especies (Aller, J., 2015, p.222).

El epidídimo tiene tres regiones: cabeza, cuerpo y cola. El conducto deferente tiene un diámetro de 1-2 mm y su longitud es aproximadamente de 40 cm. Las glándulas accesorias incluyen la próstata y un par de glándulas bulbo uretrales (semejantes a las glándulas de Cowper) ubicadas en posición dorso-lateral de la uretra. La próstata es palpable por vía rectal y su tamaño es de 3 x 3 x 2 cm y tiene forma de disco (Aller, J., 2015, p.222).

Los CS no tienen glándulas vesiculares. El pene es fibro-elástico con la flexura sigmoidea (semejante a la letra “S”) en posición pre escrotal y presenta una proyección cartilaginosa en la punta del glande y un pequeño proceso uretral de aproximadamente 1 cm de largo. La longitud del pene es de 35 a 45 cm y tiene un diámetro de 0,8 a 2,0 cm (Johnson, 1988). La punta

cartilaginosa podría ser una adaptación para facilitar el paso a través de los anillos del cérvix, debido a que la eyaculación es intrauterina (Aller,J., 2015, p.222).

En llamas la liberación de las adherencias pene-prepuciales ocurre a los $21,5 \pm 6,6$ meses (Sumar et al., 1988) y el 100% de los machos completa dicha liberación a los 3 años de edad. El prepucio es pequeño, triangular y no pendular y durante la micción se orienta hacia caudal, por lo tanto la orina es emitida hacia atrás (Aller,J., 2015, p.222).

1.6.6. Espermatogénesis

Existen 8 diferentes asociaciones celulares en los túbulos seminíferos de las llamas. La frecuencia relativa de las asociaciones celulares es mostrada en la Tabla 3-1., sin embargo, no hay informes sobre la duración del ciclo espermatogénico o sobre la producción de espermatozoides por gramo de testículo. Los túbulos seminíferos tienen un diámetro de $223,07 \pm 19,8 \mu$ (Dehlon and von Lawzewitsch, 1987; citado en Aller,J., 2015, p.222).

Tabla 3- 1. Frecuencia relativa de las asociaciones celulares en los túbulos seminíferos.

Frecuencia en (%)							
I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII
9,8	12,46	17,65	14,12	5,81	8,09	13,04	18,89

Fuente: (Delhon and von Lawzewitsch, 1987; citado en Aller, 2015).

1.6.7. Características seminales

El volumen es variable con un promedio de 1,98 ml (0,4-6,6 ml), obtenido con fundas vaginales (Mogrovejo, 1952). Fernández-Baca y Calderón (1966) obtuvieron un promedio 1,36 ml (0,2-3,5 ml) con electroeyaculador. La motilidad masal es muy baja debido a que el fluido seminal es altamente viscoso y de color blanco lechoso (Sumar y Leyva, 1981; Garnica et al., 1993). Debido a que en los CS el semen es depositado alrededor de 2 días antes de la fertilización, el coágulo viscoso podría actuar como un reservorio espermático similar a la función realizada por el cervix y oviducto en otras especies. La motilidad individual o progresiva de los espermatozoides es baja, lineal y rotatoria (Aller,J., 2015, p.222).

El primer informe sobre la concentración espermática en semen colectado por funda vaginal tuvo un promedio de $33,3 \pm 26,4$ millones/ml. Fernández- Baca y Calderón (1966) informaron 1.000 a

255.000 espermatozoides/mm³ en semen obtenido por electroeyaculación y Leyva et al. (1984) estimaron una concentración de 292.900 ± 84.321 espermatozoide/mm³, obtenida por vagina artificial (Citado en Aller,J., 2015, p.223).

El pH normal en alpaca es 8,3 (7,1 a 8,8) (Mogrovejo, 1952), mientras que el semen de llama presenta un pH de 8 (Lichtenwalner et al., 1996b). La morfología de los espermatozoides de llama y alpaca es muy similar a otras especies domésticas. Las dimensiones de los espermatozoides son mostradas en la Tabla 4-1 (Citado en Aller,J.,2015, p.223).

Tabla 4-1. Dimensiones de espermatozoides en llama y alpaca (μ)

	Llama (1)	Alpaca(2)
Longitud Total	53,8 \pm 0,12	47,2 \pm 1,06
Longitud Cabeza	6,1 \pm 0,01	6,2 \pm 0,07
Ancho	3,3 \pm 0,02	3,9 \pm 0,06
Longitud de cola	36,6 \pm 1,8 (3)	-----

Fuente: ((1) Franco et al. (1982); (2) Palomino (1962); (3) Merlian et al. (1979); citado en Aller, 2015).

Unos pocos informes describen las características físicas y bioquímicas del semen de alpaca.

1.6.8. *Colecta de semen e Inseminación Artificial en Camélidos Sudamericanos.*

La inseminación artificial (IA) es una técnica reproductiva utilizada principalmente para el mejoramiento genético de diversas especies domésticas que no ha sido totalmente desarrollada en los CSA. Poca información se encuentra disponible sobre dicha técnica en CSA. Entre los obstáculos para llevar a cabo un programa de IA a gran escala se encuentran la metodología de colecta de semen y las características del mismo (alta viscosidad, baja concentración espermática, baja motilidad) (Aller, J., 2015, p.224).

Diversos métodos se han utilizado para la colecta de semen en los CSA, tales como fundas vaginales, fístula uretral, electroeyaculación y vagina artificial con un maniquí. Según algunos autores (Fernández-Baca y Calderón, 1966; Garnica et al., 1993) la recolección de semen en los CSA es complicada debido a la forma en que se realiza la cópula y la duración de la misma.

(Aller,J., 2015, p.224).

1.6.8.1. Formas de colección seminal en Camélidos Sudamericanos

Fundas vaginales.- Mogrovejo (1952; citado en Pacheco, 2008), realizó el primer ensayo de colección de semen en alpacas, utilizando una funda de látex colocada intravaginalmente antes de la cópula; después de la monta se retiraba la funda que servía de recipiente de semen; con esta técnica se logró colectar semen, presentaba algunos inconvenientes, ya que se interfería con la cópula normal y alargaba el tiempo de monta más allá de los valores normales; la colocación de la funda dentro del tracto genital y su fijación ofrecía serias dificultades y con frecuencia provocaban lesiones que inhabilitaban a la hembra para su uso posterior (Pacheco,J., 2008,p.3).

Existieron otros intentos de colectar semen con fundas vaginales, realizadas por Palomino, (1962) y Jhonson, (1989). En 1991, Sucapuca, realizó un estudio de colección de semen en alpacas mediante la técnica del preservativo, obteniendo pequeños volúmenes y bajas condiciones espermáticas (Pacheco,J., 2008,p3).

Esponjas vaginales.- Esta investigación fue realizada por San Martín (1961) el cual usa trozos de esponja que se introducen en la parte anterior de la vagina y que absorbe el semen y otros fluidos vaginales, sirviendo como contenedores; el inconveniente de este método es que logra obtener semen muy contaminado y mezclado con los fluidos del tracto genital femenino y esto diluye el semen y lo contamina con bacterias, dificultando así su evaluación, por lo que no se recomienda su uso para fines de inseminación artificial (Pacheco,J.,2008,p.3).

Electroeyaculación.- En 1966, Fernández-Baca y Calderón reportaron el uso de la electroeyaculación para la colección de semen de alpacas, utilizando un equipo de fabricación nacional, con una intensidad máxima de 40 voltios, se obtuvieron muestras de semen con la ventaja de realizar la colección sin la necesidad de tener hembras en celo, acortar el tiempo de colección y realizarla a lo largo de todo el año; también se utilizó esta técnica para obtener semen de vicuñas y pacovicuñas (híbrido cruce de alpaca con vicuña) (Fernández Baca y Novoa, 1968; citado en Pacheco,J., 2008,p.3).

Los resultados de electroeyaculación muestran gran variabilidad entre animales y aun entre el mismo animal, además de obtenerse semen muy diluido con las secreciones de las glándulas anexas, contaminado con semen y baja concentración espermática; Jhonson (1989) obtuvo semen de llamas anestesiadas o sedadas, se obtuvo pequeñas cantidades (0.1 a 0.5 ml) con alta concentración pero no todos los intentos fueron exitosos (Pacheco,J.,2008,p.3).

En 1987, Cárdenas y Col., realizaron un estudio comparativo de colección de semen mediante las técnicas de electroeyaculación y vagina artificial, se utilizó un electroeyaculador Plectron, obteniéndose buenos resultados con 60 cargas eléctricas de 2 segundos de duración, 14 voltios, 4 amperios, 25 ciclos/seg., y 2 seg., de descanso entre cada pulsación, el semen obtenido por este método tuvo diferentes características a las muestras obtenidas mediante vagina artificial (Pacheco,J.,2008,p.4).

Fístula uretral.- Este método requiere realizar una fístula quirúrgica en la uretra peni-ana entre el ano y el escroto; el semen es colectado durante la copula natural, esta técnica se realiza utilizando anestesia epidural y anestesia local para colocar un catéter plástico en la uretra desde el pene hasta la vejiga, el cual sirve para guiar la cirugía y ayuda a identificar la uretra; la incisión se realiza en la piel, el músculo bulbo-cavernoso aislado y se separa la uretra del cuerpo cavernoso; este método no interfiere en la copula y las secuelas post operatorias parecen no afectar al animal (Kubiceck, 1974;citado en Pacheco,J., 2008,p.4).

Aspiración vaginal postcoital.- Muestras de semen pueden ser obtenidas por aspiración del fondo de la vagina después de la cópula, ya que una pequeña cantidad de semen es eyaculada al momento de llevar el pene de un cuerno al otro, este método no es invasivo ni tedioso pero la desventaja es que este semen es incompleto, contaminado y diluido con las secreciones del tracto genital femenino, se puede utilizar este semen para realizar la evaluación de espermatozoides como motilidad, vitalidad, morfología Pacheco,J., 2008,p.4).

Estas muestras frecuentemente se obtienen con residuos sanguinolentos y se ve de un color rosado ya que el endometrio se encuentra inflamado y lacerado por la cópula; la técnica es introducir un espejo por la vulva previamente aseada y con la ayuda de una fuente de luz se ubica la cervix, inmediatamente se aspira con una pipeta adosada a una jeringa, la utilización de este tipo de semen para evaluar la fertilidad del macho es muy cuestionada (Bravo,2002; Neelly y Bravo, 1995; Pacheco,J., 2008,p.4).

Vagina artificial.- Esta técnica fue desarrollada por Sumar y Leyva (1981), para lo cual construyeron un maniquí en forma de una hembra sentada en posición de cópula; la vagina artificial fue una modificación de la vagina artificial usada para vacunos y ovinos, la cual consistía en un tubo rígido de 7 cm de diámetro por 25 cm. de largo con una funda interna de látex. (Pacheco. J., 2008,p.4).

Seguido de un cono de látex al que envolvía un alambre en espiral simulando la cervix de la alpaca y al final un frasco de colección de semen de ovino o un tubo de centrifuga, el agua a 45° se coloca

por una válvula-espita; los machos aceptaron el maniquí después de un corto entrenamiento; la copula se interrumpía cada 10 minutos aproximadamente para renovar el agua caliente, el semen colectado varió, dependiendo del macho, el color del eyaculado, independientemente del volumen, fue de un blanco lechoso a blanco claro, este semen no muestra motilidad masal por lo espeso de su consistencia (Pacheco, 2008,p.5).

La utilización de vagina artificial en combinación con una hembra receptiva es la técnica más óptima de obtener semen de buena calidad, el que se puede utilizar para fines de inseminación artificial, teniendo en cuenta de usar una fuente de calor continuo y la característica que imite a la cervix (Vaughan y Col., 2003). En un estudio llevado a cabo por Dávalos y Olazábal (2002), se encontró que utilizando hembra receptiva al lado del maniquí incrementaba la calidad del eyaculado obtenido mediante vagina artificial a comparación de solo utilizar el maniquí solo, incrementando el tiempo de cópula de 15.9 a 16.8 minutos (Pacheco, 2008,p.5).

En Bolivia se trató de mejorar la técnica de la vagina artificial utilizando un maniquí de grupa, el cual es un aditamento que se le coloca a la hembra sin necesidad de contar con un maniquí de cuerpo completo, la técnica es similar a la del maniquí con vagina artificial, además se evaluó otra técnica, que es la de colocar la vagina artificial por desviación del pene en el momento de la penetración, tal como se realiza en vacunos, al comparar las tres técnicas se tuvo una aceptación por parte del macho del 20 % para la técnica del maniquí completo sin hembra receptiva, 80 % para la técnica del maniquí de grupa y un 90 % para la técnica de la desviación del pene (Pacheco,J., 2008,p.5).

Al inicio de la cópula, según el autor la última técnica es la más recomendable pues evita la contaminación del eyaculado (Delgado y Col., 2003; citado en Pacheco,J., 2008,p.5).

Desviación de los Conductos Deferentes.- Con el fin de colectar espermatozoides libres de la secreción de las glándulas anexas en alpacas, se desarrollaron las técnicas de la desviación de los conductos deferentes y la extirpación de la próstata; la primera técnica intenta colectar espermatozoides directamente de su reservorio, la cola del epidídimo, sin que estos tengan contacto con las secreciones de las glándulas anexas (Pacheco,J., 2008,p.5).

Desviando quirúrgicamente los conductos deferentes hacia la región ventral del animal o la cara interna del muslo, formando una fístula permanente en la piel desde donde se puedan colectar continuamente sin la necesidad de tener hembra receptiva ni someter a los espermatozoides a la acción de enzimas proteolíticas que intenten licuefactar el coágulo del eyaculado para un mejor manejo espermático (Paricahua y Col., 2001; Quintano, 2002; citado en Pacheco,J., 2008,p.5).

Bulbouretrectomía.- Esta técnica fue desarrollada con la finalidad de obtener espermatozoides sin la secreción de las glándulas bulbouretrales, las cuales, según literatura, son las encargadas de producir el material viscoso del semen entero, el cual causa gran dificultad en su manipulación; las características del semen obtenido se asemejan e incluso son superiores a las características del semen entero obtenido por vagina artificial (Pacheco, 2008,p.5).

Pero se indica una gran dificultad en la técnica quirúrgica por la ubicación de dicho órgano, lo que no permitió realizar esta técnica, optándose por realizar la prostatectomía (Paricahua y Col., 2001). La técnica de la bulbouretrectomía para posibilitar la colección de semen de llamas con escaso nivel de viscosidad, para lo cual se describe la técnica, con una insición en la piel perianal hasta visualizar la uretra pélvica y las glándulas bulbouretrales, las cuales fueron extirpadas, esta técnica dura en promedio 3 horas con una recuperación completa del animal en 17 días (Copa y Col., 2003; citado en Pacheco, 2008,p.5).

Los animales fueron sometidos a una bulbouretrectomía y luego del reposo post operatorio, se realizó la colección de semen utilizando vagina artificial con la técnica del maniquí de grupa a intervalos de una semana; este eyaculado no posee viscosidad por lo que su manejo es más fácil y se puede utilizar dilutores usados en otras especies (Gonzáles y Copa, 2003; citado en Pacheco,J., 2008,p.5).

1.6.8.2. Factores relacionados con la colección

Además del tipo de colección, también existen varios factores relacionados con la colección y la calidad de semen obtenido, entre los cuales están:

Frecuencia de colección.- Se realizó un estudio para evaluar el efecto de la repetición de colección de semen usando el método de la vagina artificial, realizando hasta tres colecciones diarias por un periodo de 12 días seguidos (Pacheco,J., 2008,p.6).

Los resultados obtenidos indican que las características más afectadas por la frecuencia de colección fueron la concentración de espermatozoides, la cual desciende significativamente en la tercera colección, así mismo el porcentaje de anomalías en la cola se incrementa pero la motilidad, porcentaje de vitalidad y el porcentaje de espermatozoides normales no fue afectada, se vio la diferencia significativa en todas las características al hacer las comparaciones entre individuos; pero a partir del día 10 de colección, casi todos los machos tuvieron un descenso en todas las características seminales e incluso algunos solo eyacularon plasma seminal, especialmente en la tercera colección diaria (Bravo y Col., 1997: citado en Pacheco,J., 2008,p.6).

En otro estudio similar, se trató de evaluar el efecto de los intervalos de colección a determinadas horas, cada 2, 4, 12 y 24 horas; la respuesta fue de 65, 85, 100 y 100 % respectivamente, el volumen varió de 0.18, 1.08, 0.19 y 1.64 respectivamente; en la concentración: 9.2, 44.3, 36.3 y 107 millones/mm³ respectivamente; vitalidad de 4, 43, 55 y 59 % (Galindo y Garnica, 1995), estos estudios podrían indicar que la frecuencia copulatoria en época reproductiva podría ser una causa de baja fertilidad por agotamiento de las reservas espermáticas en los machos Pacheco,J., 2008,p.6).

Duración de la cópula.- Las características del semen se relacionan con la duración de la cópula, esto ha sido descrito desde dos puntos de vista: Primero el cambio del tubo colector cada 5 minutos y segundo: La interrupción de la cópula a 5, 10, 15 y 20 minutos, en general no existen cambios considerables de volumen del eyaculado pero si existen cambios substanciales en la concentración y el porcentaje de espermatozoides vivos (Pacheco,J., 2008,p.7).

La concentración se incrementó a los 20 minutos de cópula, sumado a esto, la interrupción de la cópula incrementa el porcentaje de espermatozoides muertos cuando se interrumpe a partir de los 15 minutos, por lo que no se recomienda interrumpir la cópula ya que la última fracción del eyaculado parece ser la que lleva la mayor concentración de espermatozoides vivos (Bravo y Col., 2002;citado en Pacheco,J., 2008,p.7)

Época.- Se sabe que la época así como la alimentación juegan un papel importante en la producción espermática y en la calidad del semen colectado de acuerdo a la época del año, esto en condiciones de la sierra sudamericana ya que gracias a la geografía se presentan estaciones marcadas, problema que no se presenta en el hemisferio norte por lo que no se orientan estudios hacia este tema; un reporte de la sierra argentina en llamas indica que la época juega un papel importante en la producción espermática, concentración y porcentaje de anomalías, sobre todo de la cola, teniéndose buenas características seminales durante el verano y las anomalías se incrementa durante el invierno (Giuliano y Col., 2006; citado en Pacheco,J., 2008,p.7)

En alpacas no se tiene un reporte escrito, pero se ha visto que en la colección de espermatozoides realizada mediante la técnica de la desviación de los conductos deferentes, ya que dicha técnica permite obtener semen a lo largo del año, se observó una disminución en la concentración y en la vitalidad de los espermatozoides, sobre todo en los meses de agosto y septiembre (Pérez, 2006, comunicación personal; citado en Pacheco,J., 2008,p.7).

Edad.- En un trabajo realizado en llamas, para evaluar el efecto de la edad de los animales en las características seminales obtenidas mediante la técnica de la vagina artificial, se utilizaron llamas

machos de 3, 4 y 5 años de edad, se determinó que esta característica no tiene influencia en las características seminales (Fernández y Col., 2003). En alpacas, la edad tiene un efecto muy sutil en la producción espermática, ya que las características mejoran ligeramente de acuerdo aumenta la edad, pero dicha diferencia no es significativa (Bravo, 2002; Quispe, 1987; citado en Pacheco,J., 2008,p.7).

1.6.9. *Evaluación de semen características físicas*

1.6.9.1. Macroscópicas

Las características macroscópicas del semen de camélidos sudamericanos, entre las cuales se consideran volumen, color, aspecto y pH. Estas características del eyaculado dependerán del tipo de colección y de la manipulación, así como de las características fisiológicas de cada animal (Pacheco,J., 2008,p.8).

1.6.9.2. Microscópicas

Las características microscópicas más importantes que se evalúan en el semen son concentración, motilidad, vitalidad y porcentaje de anormalidades (Pacheco,J., 2008,p.10).

1.6.10. *Morfología y estructura espermática.*

1.6.10.1. Morfología normal

Para Sumar (1991), la forma de los espermatozoides de la alpaca y llama es muy similar a la mayoría de los animales de granja. El nemaspermio o espermatozoide normal está compuesto por cabeza, cuello y una cola, dividida en tres piezas, una principal, intermedia y una terminal (Valle,E., 2016,p.36)

De acuerdo a Holy (1987), los componentes importantes de la cabeza incluyen el núcleo, que contiene el código genético en forma de ácido desoxirribonucleico (DNA); la cubierta postnuclear, que cubre la posición posterior del núcleo y el acrosoma. (Fig. 3-1). El acrosoma cubre la parte anterior del núcleo y contiene las enzimas necesarias para la penetración de la corona radiada y la zona pellucida “0” durante la fertilización (Valle,E., 2016,p.36).

Para Leyva (1981), el punto donde la cabeza se une con la cola contiene el centriolo proximal y se le conoce como sitio de implantación. La cabeza y la cola se separan en este punto durante la fertilización. Según López (2001), una de las características de la cola es el filamento axial, que es un pequeño haz de delgadas fibrillas cuyas contracciones provocan el latigqueo de la cola, lo cual impulsa hacia delante al espermatozoide (Valle, E., 2016, p.36)

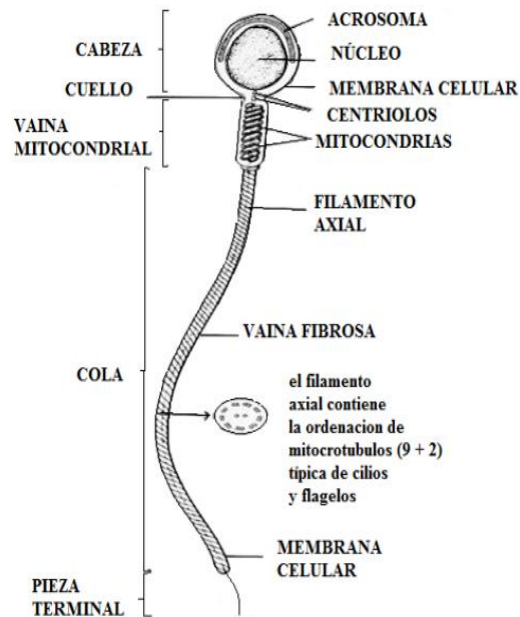


Figura 3-1. Estructura del espermatozoide

Fuente: (Valle, 2016.)

1.6.10.2. Morfología anormal

Los espermatozoides anormales se pueden clasificar como cabeza anormal, gota citoplasmática y cola anormal. Según Mendoza (2001), las cabezas anormales que se han observado incluyen defectos como asimetría, adelgazamiento, formas gigantescas, pequeñas, piriformes y cabeza doble (Valle, E., 2016, p.37)

Las gota citoplasmática se forman en el cuello de los espermatozoides durante la espermatogénesis, perdiéndose durante su maduración en el epidídimo (Valle, E., 2016, p.37)

En las colas anormales se incluye las alargadas, dobladas, filiformes, truncadas y piezas intermedias dobles además de enroscadas y dobles colas. La mayor parte de los espermatozoides

con anomalías en la cola no serán móviles o tendrán una movilidad anormal (Valle, E., 2016, p.37)

En cada eyaculación habrá espermatozoides anormales. El límite esperado de 8 a 10 % no tiene efectos adversos sobre la fertilidad. Si los espermatozoides anormales son más de 25% del total eyaculado, se puede anticipar una reducción de la fertilidad (Berden y Fuquay, 1995., citado en Valle, E., 2016, p.37)

Para Sumar (1989), el semen de alpacas presenta un 41,23 % de formas anormales de espermatozoides, siendo las más frecuentes: cabezas solas, colas torcidas, micro cabezas, pieza intermedia engrosada, colas rotas, cabezas alargadas y macro cabezas, entre otras. La recolección se hizo mediante fundas vaginales (Valle, E., 2016, p.38)

Por otra parte Palomito, (1962) da un promedio de 11,65% de formas anormales, siendo las más frecuentes en orden decreciente, las siguientes. Cabezas solas, colas torcidas, colas enrolladas, colas quebradas, cabezas alargadas y micro cabezas. Según Mendoza (2005), un alto porcentaje de anomalías por alteraciones secundarias, podrían deberse a la forma de colección del semen (Valle, E., 2016, p.38).

Se encontró anomalías en el semen de llamas, tales como: gota citoplasmática proximal, gota citoplasmática distal, colas torcidas, colas enrolladas, doble cabeza y cabezas pequeñas (Sumar 1981., citado en Valle, E., 2016, p.38).

Las anomalías de los espermatozoides generalmente se clasifican en dos grupos (Fig. 4-1):

- Anomalías primarias : que provienen de disturbios testiculares
- Anomalías secundarias: que provienen de problemas de los conductos

Especialmente del epidídimo o a la mala manipulación del semen en frotis o exposición al frío (Bustinza, 2001., citado en Valle, E., 2016, p.38).

Las anomalías primarias encontradas en semen de alpacas son:

- Cabeza gigante (macrocefalo o megacefalo)
- Cabeza pequeña (microcefalo)
- Cabeza doble
- Pieza intermedia doble

- Pieza intermedia doblada
- Cola enrollada
- Cola doble
- Gota citoplasmática proximal
- Gota citoplasmática distal Las anomalías secundarias encontradas en semen de alpacas son: cabeza sola ,colas dobladas, cola solas (Valle,E.,2016,p.38).

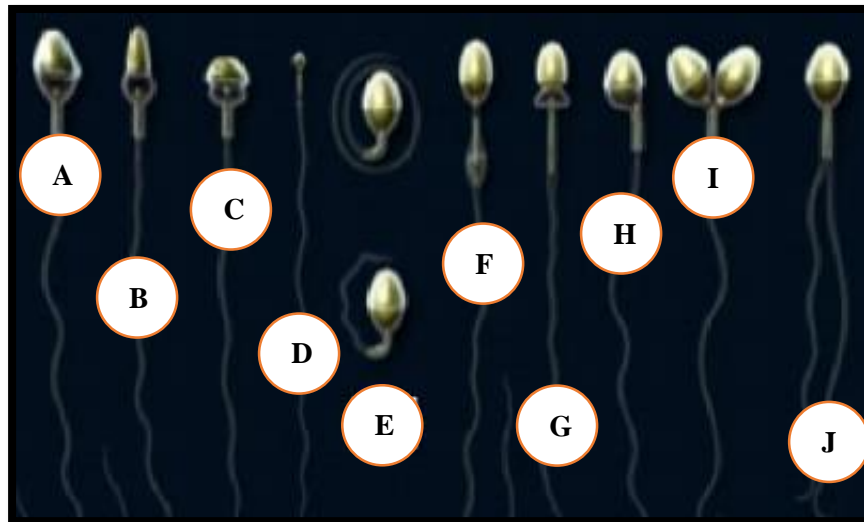


Figura 4-1. Morfología Anormal de los espermatozoides

Fuente: (Giuliano, 2002; citado en Valle, 2016).

Dónde: (A = Cabeza gigante; B= Cabeza alargada; C= Cabeza achatada; D= Micro Cabeza; E= Cola chata enrollada, cola larga enrollada; F= Gota cytoplasmic; G=Apendice; H=Cola fuera de posición; I= Cabezas gemelas; J= Colas gemelas)

CAPITULO II

2. MARCO METODOLÓGICO

2.1. Localización y Duración del Experimento

La presente investigación se llevó acabo en la Unidad Académica de Investigación Ovino Caprina y Camélida (UAI OCC) de la Estación Experimental Tunshi, ubicada en la Parroquia Licto, cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo, con una duración de 60 días.

Las condiciones meteorológicas de la zona se detallan en la (tabla 5-2).

Tabla 5-2. Condiciones Meteorológicas de la Estación Experimental Tunshi.

Parámetros	Promedios
Temperatura, °C	14.92
Humedad Relativa, %	76.2
Precipitaciones Anuales, mm/año	842
Altitud, m.s.n.m.	2.712
Vientos km/h	15

Fuente: Estación meteorología de la FRN. ESPOCH (2019).

2.2. Unidades Experimentales

Las unidades experimentales estuvieron constituidas por 6 Camélidos Sudamericanos (CSA) machos, en los que se utilizó tres métodos de extracción seminal; vagina artificial con maniquí, electroeyaculador, y extracción directa del conducto deferente.

Para cada método de extracción seminal se asignaron 2 Camélidos Sudamericanos (CSA), realizándose 10 extracciones seminales por el método de vagina artificial con maniquí; 10 extracciones seminales con el método del electroeyaculador y 2 extracciones seminales directas del conducto deferente.

2.3. Materiales equipos e instalaciones

2.3.1. *Materiales*

- 6 Camélidos Sudamericanos (Alpacos)
- Termo de traslado de muestras.
- Micropipeta.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Tubos de ensayo.
- Tubos Falcon
- Tubos de Eppendorf
- Termómetro de líquidos
- Eosina - Nigrosina
- Maniquí de monta para CSA
- Xilacina
- Ketamina
- Ivermetina
- Vitaminas
- Proton
- Reverin Spray
- Comprensas de gel
- Papel aluminio
- Paños de campo
- Sutura VICRYL
- Libreta de apuntes
- Esferográficos

2.3.2. *Equipos*

- Vagina artificial.
- Microscopio.
- Cámara de Neubauer

- Peachimetro
- Equipo quirúrgico
- Electroeyaculador
- Cámara fotográfica.
- Equipo Sanitario.
- Equipo de Limpieza.

2.3.3. *Instalaciones*

La presente investigación se desarrolló en las instalaciones de la Unidad Academia de Investigación Ovino Caprina y Camélida (UAI OCC) de la Estación Experimental Tunshi, y en el Laboratorio de Reproducción Animal e Inseminación Artificial de la Facultad de Ciencias Pecuarias de la ESPOCH.

2.4. **Tratamiento y Diseño Experimental**

Para la presente investigación sobre tres métodos de extracción de semen estuvo previsto un Diseño Completamente al Azar (DCA), pero debido a que no se obtuvieron resultados en los método del electroeyaculador y directamente del conducto deferente, se procedió a utilizar la prueba de Chi-cuadrado (χ^2) validándose las posibles asociaciones o dependencias en las variables de estudio, con los resultados obtenidos por el método de vagina artificial más maniquí. Ajustándose al siguiente modelo:

$$\chi^2 = \sum_i \sum_j \frac{(o_{ij} - e_{ij})^2}{e_{ij}}$$

Donde:

χ^2 = Chi-cuadrado.

O_{ij} = Frecuencia absoluta observada o empírica.

e_{ij} = Estimaciones de las frecuencias absolutas.

2.4.1. *Esquema del experimento*

En la tabla 6-2. Se indica el esquema del experimento que se utilizó en la presente investigación

Tabla 6-2. Esquema del Experimento.

Tratamientos		T.U.E.	Repeticiones	Total
Métodos de extracción seminal	Vagina Artificial con Maniquí	2	5	10
	Electroeyaculador	2	5	10
	Extracción directa del conducto deferente	2	1	2
	Total			22

T. U. E = Tamaño de la unidad Experimental

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

2.5. Mediciones Experimentales

Las mediciones experimentales evaluadas durante el desarrollo de la presente investigación fueron las siguientes:

2.5.1. *Mediciones macroscópicas*

- Ph
- Color
- Volumen del eyaculado (ml)
- Aspecto

2.5.2. *Mediciones microscópicas*

- Concentración espermática ($\times 10^6/\text{ml}$)
- Motilidad masal (%)
- Motilidad individual (pts.)

- Anormalidades (%)
- Vitalidad (%)

2.6. Análisis estadístico y pruebas de significancia.

Los resultados obtenidos fueron sometidos a los siguientes análisis estadísticos:

- Chi-cuadrado (χ^2), para los variables macroscópicas pH, volumen del eyaculado (ml) y para las variables microscópicas concentración espermática (Spz. /ml), motilidad masal (%), motilidad individual (pts.), anormalidades (%), vitalidad (%) o variables cuantitativas.
- Estadística descriptiva, para para los variables macroscópicas color, y aspectos o variables cualitativas.
- Evaluación Económica

2.7. Procedimiento Experimental.

2.7.1. De Campo

2.7.1.1. Selección de machos.

Al inicio de la investigación se realizó la selección de los machos (alpacos) de la caravana existente en la Estación Experimental Tunshi y perteneciente a la UAIOCC. Para lo cual se consideraron los siguientes aspectos:

- Características fenotípicas
- Animales de entre 3 y 5 años de edad.
- Buena simetría testicular
- Libre de lesiones a nivel de pene y prepucio
- Buen estado de salud
- Registros reproductivos

Tomando en cuenta lo antes mencionado se realizó la selección de un total de 6 animales en los cuales se llevó a cabo prácticas de manejo como esquila, limpieza corporal, despalme e identificación. Para cada uno de los métodos de extracción seminal a utilizar se asignó dos

animales por método de extracción, además de ello se sometió a los animales a un entrenamiento previo a las extracciones seminales.

2.7.1.2. Métodos de extracción Seminal

Una vez los animales ya entrenados se procedieron a la recolección del material seminal mediante los siguientes métodos:

2.7.1.2.1. Vagina Artificial + Maniquí

Para este método de extracción seminal se utilizó un maniquí prefabricado en forma de una hembra sentada en posición de cópula al cual se le incorporo la vagina artificial para camélidos sudamericanos.

2.7.1.2.1.1. Preparación de la vagina artificial.

Se colocó en el interior de la vagina artificial una manga de goma, los extremos de esta manga fueron doblados hacia la parte externa y fijados con ligas de presión, en uno de los extremos se colocó un embudo que en su parte final llevo acoplado un tubo de Falcon limpio y esterilizado, el espacio existente entre la camisa y el tubo se llenó con agua caliente aproximadamente a 45°C de temperatura. Enseguida se incorporó aire por la válvula para generar la presión necesaria y extender la manga hacia el centro del tubo disminuyendo su luz, simulando de esta forma la vagina de la hembra camélida.

Una vez armada la vagina artificial esta fue cubierta por compresas de gel a 80° C de temperatura y llevada hacia la sala de extracción seminal donde fue colocada en el maniquí. Listo el maniquí para la monta se procedió a trasladar al macho a la sala de extracción seminal, mientras se verificaba que la temperatura interna de la vagina artificial se encuentre entre 39°C a 42°C (temperatura a la cual el macho monta) y se colocaba el gel lubricante.

Una vez que el macho haya reconocido y aceptado el maniquí la cópula se interrumpía cada 20 minutos de esta forma se renovaba el agua caliente y se cambiaban los tubos de falcon recogiendo poco a poco las muestras seminales ya que la eyaculación de estos animales es por goteo. Una vez obtenidas las muestras seminales estas fueron colocadas en el termo de transporte y posteriormente evaluadas en el laboratorio de Reproducción Animal e Inseminación Artificial de la

Facultad de Ciencias Pecuarias - ESPOCH. La colección seminal por este método se realizaba dos veces por semana.

2.7.1.2.2. Electroeyaculador.

Para la recolección de las muestras seminales por este método se aplicó Xilacina al 2% en una dosis de 0.2mg/kg de peso vivo (PV) por vía intramuscular (IM) y Ketamina al 10% en una dosis de 4mg/Kg de peso vivo (PV) por vía intravenosa (IV), con el fin de que el camélido no pueda reaccionar durante el proceso de electroeyaculación cuyo efecto empezaría ente 6-8 minutos después de su administración, con una duración de 35 a 45 minutos.

La extracción se realizó con un electroeyaculador utilizado en rumiantes alimentado con energía eléctrica para la colección de semen, se colocó al animal de decúbito ventral sobre una alfombra luego se direcciono el pene al tubo colector mientras duro la electroeyaculación.

Los electrochoques fueron realizados en una serie de 15 estímulos de 5 V, 20 estímulos de 6 V con intervalos de 5 a 7 segundos de descanso entre cada pulsación, la generación de los estímulos fue realizada girando lentamente el electroeyaculador verificando que llegue al voltaje deseado el cual fue mantenido de 10 a 15 seg., y el mismo fue apagado después de este tiempo. Los estímulos tuvieron una duración de 5 a 8 minutos.

2.7.1.2.3. Extracción directa del conducto deferente

Este método se lo realizo quirúrgicamente para lo cual se administró Xilacina al 2% en una dosis de 0.2mg/kg/de peso vivo (PV) por vía intramuscular (IM) y Ketamina al 10% en una dosis de 4mg/Kg/de peso vivo (PV) por vía intravenosa (IV), cuyo efecto empezó ente 6-8 minutos después de su pues de su administración por vía IM, con una duración de 35 a 45 minutos.

Una vez preparados los animales se procedió a desarrollar la técnica de desviación de los conductos deferentes hacia la región ventral del animal o la cara interna del muslo, formando una fístula donde se pueda colectar el material seminal sin la necesidad de tener hembra receptiva.

Con la finalidad de extraer la muestra seminal directamente de su reservorio, la cola del epidídimo, sin que estos tengan contacto con las secreciones de las glándulas anexas. Esta extracción quirúrgica se realizó una sola vez en los camélidos asignados para este método. Una vez finalizada la cirugía se tomó las medidas correspondientes en cuanto al cuidado post quirúrgico de los animales.

2.8. Metodología de Evaluación

Una vez colectadas las muestras seminales estas fueron llevadas al laboratorio de Reproducción Animal e Inseminación Artificial de la Facultad de Ciencias Pecuarias – ESPOCH, en un termo de transporte para su posterior evaluación a una temperatura de 37° a 39 °C.

2.8.1. Mediciones macroscópicas

2.8.1.1. pH

Esta medición se la realizó a través de la utilización de un peachimetro digital, al momento de la extracción del semen donde se colocó el peachimetro directamente en la muestra, esperando unos segundos para observar la valoración del pH.

2.8.1.2. Color

La determinación del color fue tomado de forma inmediata, mediante la observación directa del tubo de colecta.

2.8.1.3. Volumen del eyaculado (ml)

La determinación del volumen del eyaculado fue tomada de forma inmediata, mediante la observación directa de la graduación marcada en el tubo de colecta.

2.8.1.4. Aspecto

La determinación del aspecto del eyaculado fue tomada de forma inmediata, mediante la observación directa, colocando una gota de semen en un porta objetos y haciendo un pequeño barrido en el mismo.

2.8.2. *Mediciones microscópicas*

2.8.2.1. Concentración espermática ($\times 10^6/\text{ml}$)

La concentración espermática se determinó mediante el uso de una cámara de Neubauer, para lo cual utilizamos una dilución 1:400, la cual se realizó colocando en un tubo de Eppendorf 5 μl de muestra seminal en 2ml de solución fisiológica formolada al 1% inmediatamente fue homogeneizada y colocada con una micropipeta en la cámara de Neubauer.

Se dejó sedimentar por 5 minutos y se procedió a contabilizar los espermatozoides dentro de los campos definidos en las sub cámaras (cuadrantes), mediante el uso de un microscopio óptico a 40X. Los cuadrantes observados fueron los de las esquinas y el centro.

Para su conteo tomamos 5 cuadrados de cada una de las cuadrículas y sacamos un promedio para posteriormente ser aplicado a la siguiente formula:

$$\text{Concentración} = x * Fd * Ac * Fc$$

Donde:

X: Promedio

Fd: Factor de dilución

Ac: Altura de la cámara Neubauer

Fc: Factor de concentración

La concentración espermática es expresada en millones por ml de eyaculado. Formula citado por (Mayorga, 2016) en su investigación sobre la caracterización morfológica de espermatozoides en alpacas machos de tres edades diferentes en el laboratorio de biotecnología de la reproducción de medicina veterinaria.

2.8.2.2. Motilidad masal (%)

Para la determinación de motilidad masal, se descargó una gota de semen de 5 µl en un portaobjetos seco, limpio y temperado en una platina térmica a 37°C, de forma inmediata colocamos un cubreobjetos, con el fin de lograr una capa uniforme evitando que la muestra se seque.

Observamos en el microscopio a un aumento de 100X examinándose varios campos, evaluando de una manera subjetiva el nivel de formación y progresión de ondas de masa espermática en movimiento a una escala de 0 a 100 %.

Teniendo como referencia formación de ondas extremadamente altas (>90%), ondas o remolinos se forman rápidamente (90 - 70%), presencia de ondas o remolinos lentos (70-50 %), presencia de espermatozoides móviles, pero en cantidad insuficiente como para formar ondas (50-20%), algunos espermatozoides se mueven en su sitio (1-20%), ausencia de espermatozoides móviles (0 %).

2.8.2.3. Motilidad Individual (pts.)

Para realizar esta determinación colocamos en un tubo Eppendorf una gota de solución de citrato de sodio 2,92% previamente temperada a 37°C, inmediatamente vaciamos una gota de 5 µl de la muestra seminal y homogenizamos la misma.

Esta dilución se coloca entre porta y cubre objetos templado a 37° C sobre una platina térmica a la misma temperatura, la lectura se realizó en microscopio óptico a 400X, evaluándose la motilidad individual en una escala de 0 a 5, tomando en cuenta el valor de 5 para una motilidad muy buena (80-100%), 4 una motilidad buena (60-80%), 3 a una motilidad media (60-80%), 2 a una motilidad pobre (20-40%) y 1 a una motilidad mala (20-0%). Como criterio final, se consideraron normales aquellos eyaculados con motilidad individual progresiva $\geq 70\%$ o de 3 en puntos.

2.8.2.4. Anormalidades (%)

Para determinar el porcentaje de anormalidades se utilizó la siguiente formula:

$$\% \text{ Epz. Anorm.} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ de Epz. Anormales}}{\text{N}^{\circ} \text{ de Epz. Contados}} \times 100$$

Tomando en cuenta las diferencias descritas por (Hafez 1996, López 2001, Valle 2013; citado en Felicidad, et al, 2016).

- *Anormalidades primarias:* cabeza gigante, microcéfalo, colas enrolladas, colas rotas, cabezas dobles, doble cola, colas alrededor de la cabeza del espermatozoide.
- *Anormalidades secundarias:* cabeza suelta o sola, cola sola, colas en gancho, cola doblada.

2.8.2.5. Vitalidad (%)

Para la determinación de la vitalidad se colocó sobre un portaobjetos previamente calentado en una platina térmica a 37 °C, colocamos una gota de semen y una gota de solución de eosina-nigrosina previamente calentada a 37°C para evitar el shock térmico, se mezcla durante 30 segundos. Luego de 1 minuto se realizó un frotis, observándolo al cabo de 2 min, sin cubreobjetos con aumento 100X.

Los espermatozoides muertos se tiñen de rosa ya que la membrana deteriorada en los muertos se hace permeable, mientras que los espermatozoides que se encontraron vivos en la tensión se visualizaron de color transparente. La determinación dada en porcentaje se estimó con la siguiente formula (Garabito 2003; citado en Felicidad, et al, 2016):

$$\% \text{ Epz. Vivos/Muertos} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ de Epz. Vivos}}{\text{N}^{\circ} \text{ de Epz. Contados (Vivos+Muertos)}} \times 100$$

CAPITULO III

3. MARCO DE RESULTADOS, DISCUSIÓN Y ANÁLISIS DE RESULTADOS

3.1. Evaluación de las características macroscópicas del semen de los Camélidos Sudamericanos (Alpacos)

El análisis macroscópico del semen tiene por objeto la valoración de la cantidad y calidad del eyaculado de los machos camélidos de los que proviene la muestra, tomando en cuenta que esta evaluación rutinaria no es predictor del potencial reproductivo.

3.1.1. *pH*

El semen fresco de los camélidos (alpacos) poseen un pH de entre 7.54 ± 0.27 y 7.56 ± 0.26 valores entre los cuales no registran diferencias significativas ($P > 0.05$), por lo que se puede mencionar que este material genético que permite la proliferación de la especie y define el sexo de los alpacos es prácticamente neutro con una tendencia a ser alcalino, como se muestra en la (tabla 7-3).

Según Villanueva et al., (2018), manifiestan que el semen de los alpacos tiene un pH de 7.56 ± 0.26 y 7.54 ± 0.27 , de la misma manera Paxipatty et al., (2017) en su investigación efecto de seis sustratos energéticos sobre el tiempo de la viabilidad espermática del semen de Alpaca (*Vicugna pacos* L.), al realizar el análisis macroscópico de las muestras seminales reportaron un promedio en la medición del pH de 7.2 ± 0.5 , valores similares a los obtenidos en la presente investigación.

Los valores obtenidos en la presente investigación se encuentran dentro de los rangos en los que Àvalos, et al., (2018), manifiestan en su libro titulado Recolección y manipulación seminal in vitro, argumentando que “el valor adecuado del pH en el semen se encuentra entre un 7.3 y 7.8 en la mayoría de mamíferos”.

Tabla 7-3. Evaluación macroscópica y microscópica del semen de Camélidos Sudamericanos (alpacos).

Variables	Extracciones Seminales		Chi Cal.	Chi Tab.		Sig.
	Reproductor 1	Reproductor 2		0,05	0,01	
N	5	5				
Macroscópicas						
pH	7,56 ± 0,26	7,54 ± 0,27	0,09	9,48	13,27	ns
Color	Blanco Cristalino	Blanco Cristalino				
Volumen (ml)	1,16 ± 0,55	1,12 ± 0,35	0,38	9,48	13,27	ns
Aspecto	Viscoso	Viscoso				
Microscópicas						
Concentración espermática (x10 ⁶ /ml)	47,48 ± 3,51	32,25 ± 9,04	24,95	9,48	13,27	**
Motilidad masal (%)	33 ± 6,71	26 ± 8,22	13,85	9,48	13,27	**
Motilidad individual (pts.)	2,1 ± 0,42	1,8 ± 0,27	0,19	9,48	13,27	ns
Anormalidades (%)	10,166 ± 0,47	10,16 ± 0,54	0,33	9,48	13,27	ns
Vitalidad (%)	89,83 ± 0,47	89,84 ± 0,54	0,29	9,48	13,27	ns

Chi cuadrado calculado es mayor que Chi cuadrado tabular (0,05); existen diferencias significativas (*)

Chi cuadrado calculado es mayor que Chi cuadrado tabular (0,01); existen diferencias altamente significativas (**)

Chi cuadrado calculado es menor que Chi cuadrado tabular, no existe diferencia significativas (ns)

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

3.1.2. Color

La coloración que presentaron los eyaculados de los machos camélidos en las diferentes extracciones por medio del método vagina artificial con maniquí fue blanco cristalino como se muestra en la (tabla 7-3).

Valle (2016), sostiene que el color de los eyaculados en los camélidos sudamericanos varía de blanco lechoso a blanco cristalino, según la concentración de espermatozoides y el grado de contaminación con otros fluidos de la misma forma manifiestan que el color puede ser modificado por la presencia de elementos anormales.

Además en su investigación evaluación de dos técnicas de colección de semen en llamas (lama glama) en la estación experimental de Choquenaira, reporto en las muestras seminales obtenidas mediante extracción por vagina artificial un color blanco lechoso y argumento que en alpacas el color del semen es blanco cristalino a diferencia de la llamas.

3.1.3. Volumen del eyaculado, ml

El volumen del eyaculado de las muestras seminales, obtenidas en las diferentes recolecciones, por el método de la vagina artificial con maniquí presentó un promedio 1.16 ± 0.55 y 1.12 ± 0.35 ml valores entre los cuales no hay diferencias significativas a una ($P > 0.05$), como se muestra en la (tabla 7-3).

Estos valores están relacionados con lo registrado por Paxipatty et al., (2017) quienes reportaron en su investigación efecto de seis sustratos energéticos sobre el tiempo de la viabilidad espermática del semen de Alpaca (*Vicugna pacos* L.), un promedio de 1.5 ± 0.7 por ml. Al igual que Valle (2016), quien al evaluar dos técnicas de colección de semen en llamas (lama glama), reporto un volumen de 1,57 ml en promedio con el método de extracción seminal por vagina artificial con maniquí valor similar a los obtenidos en esta investigación.

De la misma manera Villanueva et al., (2018), en su investigación efecto de la estación sobre las características seminales de alpacas (*Vicugna pacos*) criadas a nivel del mar, señalan que la producción de semen fue de 1.9 ± 0.8 ml en verano y de 2.1 ± 0.8 ml en el invierno, siendo este último valor mayor a los valores reportados en la presente investigación.

Aunque Àvalos, et al., (2018), manifiestan que el volumen de los eyaculados espermáticos va a depender de acuerdo a la especie así tenemos que los bovinos producen de 5 -12 ml (Prom.), los ovinos de 0.8 – 1.2 ml (Prom.), los caprinos 0.8-2 ml (Prom.) de volumen seminal a diferencia de los camélidos sudamericanos en los cuales el volumen de eyaculado es menor que otras especies de producción zootécnica, además que hay que tomar en cuenta que su eyaculación es polifásica a diferencia de las otras especies.

3.1.4. *Aspecto*

La valoración macroscópica de la apariencia del semen camélido, evidencio un aspecto viscoso (tabla 7-3), sinónimo de un material rico en espermatozoides, ya que los eyaculados sin espermatozoides tienen una coloración muy clara siendo de apariencia acuosa. A lo antes descrito Àvalos, et al., (2018), manifiestan que en algunas especies como la alpaca se puede medir el grado de viscosidad, determinando viscosidad normal, disminuida o aumentada, considerando una viscosidad normal a la que presenta un eyaculado consistente, espeso, que gotea de manera constante sin formas (hilos).

3.2. Evaluación de las características microscópicas del semen de los Camélidos Sudamericanos (Alpacos)

3.2.1. *Concentración espermática, ($\times 10^6/\text{ml}$)*

La concentración espermática es la característica microscópica más importante del semen ya que de esta depende la cantidad de dosis seminales que se puedan obtener de cada eyaculado.

La concentración espermática del semen de alpacos en la presente investigación se encuentra entre 47.48 ± 3.51 y $32.25 \pm 9.04 \times 10^6$ espermatozoides/ml, como se indica en la (tabla 7-3), valores entre los cuales son diferentes significativamente ($P < 0.01$) siendo superior de un macho al otro, esto posiblemente se deba a la individualidad entre reproductores además aciertos caracteres en cada macho a su vez a otros caracteres intrínsecos de cada animal.

Mayorga, (2016), al caracterizar morfológicamente los espermatozoides en alpacas macho de tres edades diferentes en el laboratorio de biotecnología de reproducción de medicina veterinaria,

reporta concentraciones espermáticas en promedio de $22.66 \times 10^6/\text{ml}$ en animales de 3 a 5 años de edad; $31,710^6/\text{ml}$ en animales de 5 a 7 años de edad y de $22.7 \times 10^6/\text{ml}$ en animales de 7 a 9 años de edad, investigación que fue realizada en la provincia de Cotopaxi. De la misma manera Felicidad, et al, (2016), reporta una concentración espermática en promedio de $39.14 \pm 11.22 \times 10^6/\text{ml}$, en la evaluación de características microscópicas de semen de llama (*Lama glama*) crio conservados en dos dilutores, valores que son similares a los obtenidos en la presente investigación.

3.2.2. Motilidad Masal

La motilidad es unos parámetros de la calidad seminal, ya que es una de las más importantes expresiones de la función espermática, que según algunos autores, puede ser uno de los factores que mejor se correlacionan con la fertilidad, misma que es se valora mediante las características del movimiento del semen.

La motilidad masal del semen de los alpacos en la presente investigación se encuentra entre 33 ± 6.71 y 26 ± 8.22 % valores entre los cuales difieren significativamente ($P < 0.01$), (tabla 7-3) entre los dos reproductores, mencionando que existe variabilidad individual entre los machos, y esto posiblemente se deba a muchos factores tales como nutrición, salud, permanente actividad sexual, estrés entre otros.

Felicidad, et al, (2016), quienes reportan 22.8 ± 5.6 % de motilidad masal, en la evaluación de características microscópicas de semen de llama (*Lama glsama*) crio conservados en dos dilutores, valores que son similares a los obtenidos en la presente investigación. A diferencia de Paxipatty et al., (2017), quienes reportaron en su investigación efecto de seis sustratos energéticos sobre el tiempo de la viabilidad espermática del semen de Alpaca (*Vicugna pacos* L.), un promedio de 89 ± 2.8 % me motilidad masal, debiéndose tomar en cuenta que la extracción seminal de este trabajo fue realizada con vagina artificial + maniquí e incentivo de una hembra camélida factor por el cual los valores son superiores a los de la presente investigación además de otros factores que pueden influir sobre el macho en presencia de la hembra camélida.

3.2.2.1. Motilidad Individual (pts.)

La motilidad individual es un indicativo de que los espermatozoide son viables, su valoración está basada en la observación del movimiento individual de las células con el fin de determinar el porcentaje de células móviles en el eyaculado (Vale, 2011).

En la presente investigación, la motilidad individual de los espermatozoides del semen proveniente de los alpacos se encuentra entre 2.1 ± 0.42 y 1.8 ± 0.27 puntos, como se muestra en la (tabla 7-3), valores entre los cuales no difieren significativamente ($P > 0.05$) entre los dos reproductores, mencionando que existe variabilidad individual entre los machos y es común, esto posiblemente se deba a muchos factores tales como nutrición, el estado de salud, el manejo reproductivo, estrés entre otros factores.

Rebuffi y Cancino, (2003), al investigar la influencia de la crío preservación sobre la motilidad, viabilidad y fertilidad de espermatozoides de llama (lama glama), reportan en muestras seminales frescas de llama un valor en promedio de 54.3 ± 10.5 %, que en puntos representa 3.39 pts., valores que son similares a los registrados en el presente estudio.

3.2.2.2. Anormalidades (%)

La morfología del espermatozoide es un componente esencial de la evaluación seminal, en muchas especies la disminución del porcentaje de espermatozoides normales está correlacionado con una disminución de la fertilidad. Es por ello que en la presente investigación se evaluó el porcentaje de anormalidades en los espermatozoides provenientes de las muestras seminales de los alpacos, en las cuales se encontró 10.166 ± 0.47 y 10.164 ± 0.54 %, de anormalidades, como se muestra en la (tabla 7-3), valores entre los cuales no difieren significativamente ($P > 0.05$) entre los dos reproductores, mencionando que existe una variabilidad no significativa y que la presencia de anormalidades en los espermatozoides de esta especie doméstica Sudamericana es común, encontrando anormalidades como espermatozoides sin cola, cola doblada, cola en látigo, y cola corta.

Con respecto a lo antes mencionado Villanueva, et al., (2018), en su investigación efecto de la estación sobre las características seminales de alpacas (*Vicugna pacos*) criadas a nivel del mar, reportan 17.55 ± 3.7 y 11.9 ± 3.1 , en épocas de invierno y verano respectivamente, sobresaliendo

anormalidades a nivel de la cola, cabeza de la célula espermática y presencia de gota citoplasmática distal y proximal.

3.2.2.3. Vitalidad (%)

La Vitalidad de los espermatozoides del semen de los alpacos es de vital importancia para la supervivencia de la especie en la zona alto Andina del Ecuador, en el presente estudio se determinó una vitalidad de los espermatozoides de 89.834 ± 0.47 y 89.836 ± 0.54 %, como se muestra en la (tabla 7-3), valores entre los cuales no difieren significativamente ($P>0.05$) entre los dos reproductores, mencionando que existe una variabilidad no significativa entre los machos determinándose que la vitalidad de los espermatozoides es semejantes entre las muestras de las extracciones seminales evaluadas.

Los resultados obtenidos son semejantes a los reportados por Felicidad, et al, (2016), quienes al evaluar las características microscópicas de extracciones seminales frescas provenientes de llama (*Lama glsama*), registraron una vitalidad de 89.67 ± 5.77 %, valores similares a los obtenidos en la presente investigación. De la misma forma Paxipatty et al., (2017), quien investigo el efecto de seis sustratos energéticos sobre el tiempo de la viabilidad espermática del semen de Alpaca (*Vicugna pacos* L.), en muestras seminales frescas de machos de entre 2 y 6 años de edad, registrando valores promedios de 95 ± 5.2 %, siendo estos valores cercanos a los obtenidos en la presente investigación.

3.3. Evaluación Económica

Como se ilustra dentro de la (tabla 10-3) al realizar la evaluación económica, se consideró los egresos alcanzados en cada método de extracción seminal determinándose así que por el método de vagina artificial con maniquí tenemos un gasto de \$ 37 USD, por el método del electroeyaculador un gasto de \$ 24 USD, y por el método directamente del conducto deferente un gasto de \$ 19, 25 USD.

Tabla 8-3. Evaluación económica por método de extracción seminal.

Método de Vagina Artificial con Maniquí				Método del Electroeyaculador				Método directamente de conductos deferentes			
Materiales	U	Cost. Unt.	Total	Materiales	U	Cost. Unit.	Total	Materiales	U	Cost. Unit.	Total
Tubos Falcon	10	0,6	6	Tubos Falcon	10	0,6	6	Tubos Falcon	5	0,6	3
Tubos de Eppendorf	10	0,4	4	Tubos de Eppendorf	10	0,4	4	Jeringuillas	3	0,35	1,05
Compresas de Gel	2	10	20	Xilacina	1	7	7	Xilacina	1	7	7
Papel Aluminio	1	3	3	Ketamina	1	7	7	Ketamina	1	7	7
Tubo de látex	1	4	4					Tubos	2	0,6	1,2
Costo Total			\$ 37,00	Costo Total			\$ 24,00	Costo Total			\$ 19,25

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

CONCLUSIONES

- Al valorar los tres métodos de extracción de semen en Camélidos Sudamericanos (*Vicugna pacos*), el método de extracción seminal al que mayor adaptación y respuesta obtuvimos en la presente investigación fue con el método de la vagina artificial con maniquí a comparación de los dos métodos restantes, electroeyaculador y directamente del conducto deferente donde no se obtuvieron resultados positivos.
- El electroeyaculador en camélidos sudamericanos fue una técnica que no dio resultado debido a que se utilizó un electroeyaculador convencional que posee un voltaje superior a 5v y en esta especie se debe utilizar un voltaje inferior a 5v.
- En la evaluación de las extracciones seminales por el método de vagina artificial con maniquí las características macroscópicas no reportan diferencias significativas entre machos mientras que en las características microscópicas si se encontraron diferencias altamente significativas para las variables concentración espermática y motilidad masal debiéndose esto a características propias de los animales.
- En la evolución económica se determinó los costos por cada método de extracción seminal dándonos como resultado que el método de mayor valor fue el de la vagina artificial con maniquí de \$ 37 USD, seguidamente del método de electroeyaculador con \$ 24 USD y el de menor precio fue el de método directamente del conducto deferente con \$ 19.6 USD

RECOMENDACIONES

- Mejorar el método de extracción seminal con vagina artificial con maniquí en donde se pueda prolongar la temperatura durante más tiempo en el interior del maniquí además de ello usar el incentivo de una hembra camélida receptiva a fin de mejorar los resultados ya obtenidos.
- Hacer un estudio sobre voltaje, amperaje y onda oscilatoria de los electroeyaculadores convencionales para determinar cuál sería el voltaje adecuado que permita evaluar acertadamente esta técnica.
- Implementar nuevas técnicas de extracción seminal en camélidos sudamericanos en las cuales se pueda mejorar la obtención de resultados para realizar una crio -preservación y una posterior IA.
- Utilizar los datos obtenidos en la presente investigación como un avance en el área reproductiva de los camélidos sudamericanos ya que en nuestro país no existe.

BIBLIOGRAFÍA

ALLER, Juan. *Reproducción en Camélidos Sudamericanos*; Argentina; Inta-Balcarce, 2015, pp. 215-245

[03 de marzo del 2019].

[Http://infoalpacas.com.pe/wp-content/uploads/2016/02/Capitulo_09.pdf](http://infoalpacas.com.pe/wp-content/uploads/2016/02/Capitulo_09.pdf)

AUCANCELA, Byron. Caracterización de la fibra de vicuña pacos (alpaca) de la parroquia san juan, provincia de Chimborazo.; (TESIS); Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Ciencias Pecuarias, Carrera de Zootecnia.; Riobamba - Ecuador: 2015, pp. 1-90.

[03 de marzo del 2019].

[Https://doi.org/10.1016/j.ssci.2015.04.023](https://doi.org/10.1016/j.ssci.2015.04.023)

ÀVALOS, Alejandro., et al. *Recolección y manipulación seminal in vitro*; 1ª ed, México: Casa abierta el tiempo, 2018, pp. 1-37

[07 de marzo del 2019].

[Http://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectronico/recoleccion_manipulacion.pdf](http://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectronico/recoleccion_manipulacion.pdf)

BONAVIA, Duccio. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, *Los Camélidos Sudamericanos*. [En línea]. Lima Perú, 2016, pp. 2-8.

[07 de marzo del 2019].

[Https://doi.org/10.4000/books.ifea.2616](https://doi.org/10.4000/books.ifea.2616)

BUSTINZA, V. *La Alpaca*, 1ª ed - Tomo I, Perú, Editorial Universitaria Puno, 2001, pp. 14-19

ECUADOR, Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). *Situación actual de los camélidos sudamericanos en Ecuador*. [En línea]. Quito - Ecuador, 2005, p. 1

[07 de marzo del 2019].

[Https://doi.org/10.1002/anie.201208320](https://doi.org/10.1002/anie.201208320).

FELICIDAD, Lurata., et al. Evaluación de características microscópicas de semen de llama (Lama glama) criopreservados en dos dilutores Microscopic evaluation of semen characteristics llama (Lama glama). *Journal of the Selva Andina Animal Science* [En línea], 2016, (La Paz -

Bolivia) vol.3,nº 1, pp-pp, 8–22.

[07 de marzo del 2019].

http://www.scielo.org.bo/pdf/jsaas/v3n1/v3n1_a02.pdf

GHEZZI, M.,et al. La llama (Lama glama). *Revista Argentina de Anatomía* [En línea], 2009, (Lima-Perú.), pp 1- 18

[07 de marzo del 2019].

<https://doi.org/10.4067/s0716-98682000000100004>

GONZÁLES, Víctor. Effect of bulbourethrectomy and colectan frequency on macro- and microscopic characteristics of llama (Lama glama) ejaculate; (TESIS); Universidad Católica Boliviana "SAN PABLO", Unidad Académica Campesina Tlahuanaco, Carrera Ingeniería Zootécnica, La Paz - Bolivia 2004. pp, 1-3.

[07 de marzo del 2019].

<https://scholarsarchive.byu.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=6370&context=etd>

MAYORGA, Maritza. Caracterización morfológica de espermatozoides en alpacas machos de tres edades diferentes en el laboratorio de biotecnología de la reproducción de medicina veterinaria;(TESIS); Universidad Técnica de Cotopaxi, Carrera de Medicina Veterinaria, 2016, pp 1-18.

PACHECO, Joel. Métodos de colección de semen en Camélidos Sudamericanos; *Revista Electrónica de Veterinaria* [En línea], 2008, (Perú) vol. 9, nº 4, pp 1–17.

[07 de marzo del 2019].

[Http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040408/040806.pdf](http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040408/040806.pdf)

PAXIPATY, Victor; et al. Efecto de seis sustratos energéticos sobre el tiempo de la viabilidad espermática del semen de Alpaca (Vicugna pacos L .); *Journal of the Selva Andina Animal Science* [En línea], 2017. (La Paz - Bolivia) vol. 4, nº 1, pp. 38-58

[07 de marzo del 2019].

[Http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2311-25812017000100004](http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2311-25812017000100004)

PINTO, Chis., et al. Camélidos Sudamericanos: Clasificación, Origen, Características. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias* [En línea], 2010, (Madrid - España) vol. 4, nº 1, pp 23–36.

[09 de marzo del 2019].

[Http://www.ucm.es/BUCM/revistasBUC/portal/modulos.php?name=Revistas2&id=RCCV&col=1](http://www.ucm.es/BUCM/revistasBUC/portal/modulos.php?name=Revistas2&id=RCCV&col=1)

REBUFFI, G. y CANCINO, A. Influencia de la criopreservación sobre la motilidad, viabilidad y fertilidad de espermatozoides de llama (*lama glama*); *Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria - EEA Balcarce* [En línea]. 2003, (Mar de Plata - Argentina) vol. 53, nº15-23, pp 315–323.

[12 de marzo del 2019].

[Http://infoalpacas.com.pe/wp-content/uploads/2017/02/30_10_28_02aller.pdf](http://infoalpacas.com.pe/wp-content/uploads/2017/02/30_10_28_02aller.pdf)

SOLANO, Juan. Calidad de fibra en alpacas de las co unidades del auto provincia del cañar.; (TESIS); Escuela Superior Politecnica de Chimborazo, Facultad de Ciencias Pecuarias, Carrera de Zootecnia; Riobamba - Ecuador 2015; pp 1-88.

[12 de marzo del 2019].

<http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/5213/1/17T1299.pdf>

SOLIS, Ricardo. *Producción de camélidos sudamericanos*. 1 a ed, Huancayo Perú, Imprenta Ríos; 1997, pp. 1-10.

VALE, W. Avances biotecnológicos en reproducción de búfalos. *Tecnología en Marcha, Revista Especial* [En línea].2011, (Ottawa-Canadá) vol.24, N° 5, pp, 89-104.

[15/09/2018].

Recuperado de: http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/view/168

VALLE, Eliana. Evaluacion de dos tecnicas de colección de semen en llamas (*lama glama*) en la estacion experimental de Choquenaira ;(TESIS); Universidad Mayor de San Andres, Facultad de Agronomía, Carrera de Ingeniería Agronomica; La Paz - Bolivia 2016, pp 78-81 .

[22 de abril del 2019].

[https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/10500/T-2337.pdf?sequence=1&isAllowed=y\(2016\)](https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/10500/T-2337.pdf?sequence=1&isAllowed=y(2016)).

VILLANUEVA, Juan. Efecto de la estación sobre las características seminales de alpacas (*Vicugna pacos*) criadas a nivel del mar . *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú* [En línea]. 2018. (Lima -Perù) Vol. 29 nº 2. pp 559-564.

[22 de abril del 2019].

[Https://doi.org/10.15381/rivep.v29i2.14483](https://doi.org/10.15381/rivep.v29i2.14483)

ANEXOS

Anexo A. Resultados Experimentales del semen de los Camélidos Sudamericanos (Alpacos)

Animales	n	pH	Volumen (ml)	Conce. Espm (1x10 6 Spz. /ml)	Motilidad Masal (%)	Motilidad Individual (pts)	Anormalidad (%)	Vitalidad (%)
1(Reprd.)	1	7,40	0,90	52,40	40,00	1,50	10,60	89,40
	2	7,40	0,50	45,40	30,00	2,00	9,55	90,45
	3	7,60	1,00	49,60	30,00	2,50	10,45	89,55
	4	7,40	1,50	46,40	25,00	2,00	10,45	89,00
	5	8,00	1,90	43,60	40,00	2,50	9,78	90,22
2(Reprd.)	1	7,30	0,90	23,80	15,00	1,50	10,20	89,80
	2	7,40	0,80	25,60	20,00	2,00	9,43	90,57
	3	7,50	1,50	29,40	30,00	1,50	10,45	89,55
	4	8,00	0,90	45,80	30,00	2,00	9,90	90,10
	5	7,50	1,50	36,65	35,00	2,00	10,84	89,16

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

Anexo B. pH del semen en camélidos sudamericanos (alpacos).

	Variable 1	Variable 2
Media	7,56	7,54
Varianza	0,068	0,073
Observaciones	5	5
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,11354659	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	0,11286653	
P(T<=t) una cola	0,457787	
Valor crítico de t (una cola)	2,13184679	
P(T<=t) dos colas	0,91557401	
Valor crítico de t (dos colas)	2,77644511	

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

Anexo C. Volumen (ml) del semen en Camélidos Sudamericanos (alpacos).

	<i>Variable 1</i>	<i>Variable 2</i>
Media	1,16	1,12
Varianza	0,298	0,122
Observaciones	5	5
Coeficiente de correlación de Pearson	0,542816	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	0,193801	
P(T<=t) una cola	0,427888	
Valor crítico de t (una cola)	2,131847	
P(T<=t) dos colas	0,855776	
Valor crítico de t (dos colas)	2,776445	

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

Anexo D. Concentración Espm. (1x10⁶/ml) del semen en camélidos sudamericanos (Alpacos).

	<i>Variable 1</i>	<i>Variable 2</i>
Media	47,48	32,25
Varianza	12,312	81,6775
Observaciones	5	5
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,5163	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	3,025084	
P(T<=t) una cola	0,019484	
Valor crítico de t (una cola)	2,131847	
P(T<=t) dos colas	0,038968	
Valor crítico de t (dos colas)	2,776445	

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

Anexo E. Motilidad Masal (%) del semen en camélidos sudamericanos (Alpacos).

	<i>Variable 1</i>	<i>Variable 2</i>
Media	33	26
Varianza	45	67,5
Observaciones	5	5
Coeficiente de correlación de Pearson	-0,18144368	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	1,35980021	
P(T<=t) una cola	0,12274602	
Valor crítico de t (una cola)	2,13184679	
P(T<=t) dos colas	0,24549204	
Valor crítico de t (dos colas)	2,77644511	

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

Anexo F. Motilidad individual (puntos) del semen en camélidos sudamericanos (Alpacos).

	<i>Variable 1</i>	<i>Variable 2</i>
Media	2,1	1,8
Varianza	0,175	0,075
Observaciones	5	5
Coeficiente de correlación de Pearson	0,21821789	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	1,5	
P(T<=t) una cola	0,104	
Valor crítico de t (una cola)	2,13184679	
P(T<=t) dos colas	0,208	
Valor crítico de t (dos colas)	2,77644511	

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

Anexo G. Anormalidades (%) del semen en camélidos sudamericanos (alpacos).

	<i>Variable 1</i>	<i>Variable 2</i>
Media	10,166	10,164
Varianza	0,21953	0,28713
Observaciones	5	5
Coeficiente de correlación de Pearson	0,212176	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	0,00707	
P(T<=t) una cola	0,497349	
Valor crítico de t (una cola)	2,131847	
P(T<=t) dos colas	0,994698	
Valor crítico de t (dos colas)	2,776445	

Realizado por: Concha Jhony, 2019.

Anexo H. Vitalidad (%) del semen en camélidos sudamericanos (alpacos).

	<i>Variable 1</i>	<i>Variable 2</i>
Media	89,724	89,836
Varianza	0,35813	0,28713
Observaciones	5	5
Coeficiente de correlación de Pearson	0,05292	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	-0,32031	
P(T<=t) una cola	0,382384	
Valor crítico de t (una cola)	2,131847	
P(T<=t) dos colas	0,764769	
Valor crítico de t (dos colas)	2,776445	

Realizado por: Concha Jhony, 2019.